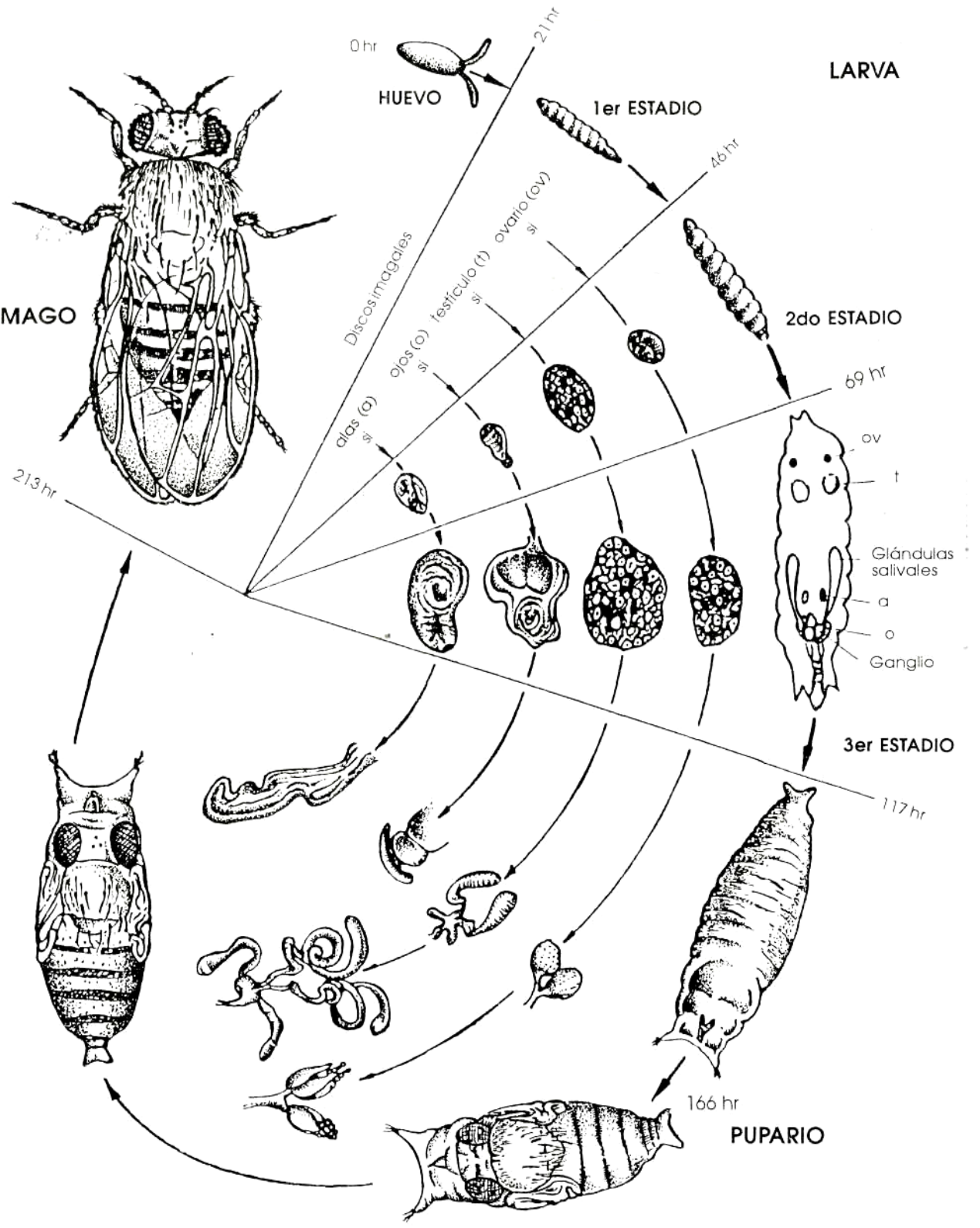
Schaum

MANUAL DE LABORATORIO DE GENÉTICA PARA *Drosophila melanogaster*

Patricia Ramos
y colaboradores

booksmedicos.org

Mc Graw Hill


0 hr
HUEVO
21 hr
LARVA
1er ESTADIO
46 hr
2do ESTADIO
69 hr
3er ESTADIO
117 hr
166 hr
PUPARIO
213 hr
MAGO
Discos imaginales
alas (a) si
ojos (o) si
testículo (t) si
ovario (ov) si
ov
t
Glándulas salivales
a
o
Ganglio

MANUAL DE LABORATORIO DE GENÉTICA PARA *Drosophila melanogaster*

booksmedicos.org

MANUAL DE LABORATORIO DE GENÉTICA PARA *Drosophila melanogaster*

REGISTRADO

Patricia Ramos Morales (Coordinadora del proyecto)

Héctor M. Abundis Manzano (Fotografías)
Juan Carlos Gaytán Oyarzun
Ma. Guadalupe Ordaz Téllez
Patricia G. Orozco Soto Julián
Maldonado Luis (Dibujo)
Judith Hernández Aranda
Edna González César Pedro
Reyes Martínez Enriqueta M.
Galicia Mendiet J. Armando
Muñoz Moya

Revisión técnica: Dra. Rosario Rodríguez-Arnaiz
Doctora en Ciencias (Biología)
Profesora Titular de Genética, UNA
Coordinadora del Laboratorio de Gen tica
Facultad de Ciencias, UNAM

booksmedicos.org

MÉXICO • BUENOS AIRES • CARACAS • GUATEMALA • LISBOA • MADRID • NUEVA YORK
PANAMÁ • SAN JUAN • SANTAFÉ DE BOGOTÁ • SANTIAGO • SAO PAULO
AUCKLAN • HAMBURGO • LONDRES • MILÁN • MONTREAL • NUEVA DELHI • PARÍS
SAN FRANCISCO • SINGAPUR • ST. LOUIS • SIDNEY • TOKIO • TORONTO

Gerente de producto: Alejandra Martínez Avila
Supervisor de edición: Armando Castañeda González
Supervisor de producción: Zeferino García García

MANUAL DE LABORATORIO DE GENÉTICA PARA *Drosophila melanogaster*

Prohibida la reproducción total o parcial de esta obra,
por cualquier medio, sin autorización escrita del editor.

DERECHOS RESERVADOS © 1993, respecto a la primera edición por
McGRAW-HILL INTERAMERICANA DE MÉXICO, S.A. de C.V.
Atlacomuleo 499-501, Fracc. Ind. San Andrés Atoto,
53500 Naucalpan de Juárez, Edo. de México
Miembro de la Cámara Nacional de la Industria Editorial, Reg. Núm. 1890

ISBN 978-970-10-0222-3

1234567890 PE93 9087654123

Impreso en México Printed in México

Esta obra se terminó de
Imprimir en marzo de 1993 en
Programas Educativos, S.A. de C.V.
Calz. Chabacano Núm. 65-A
Col. Asturias
Deleg. Cuauhtémoc
06850 México, D.F.

Se tiraron 3600 ejemplares

Contenido

Introducción 1

CAPÍTULO I. Generalidades 3

Hábitat 3
Ciclo de vida 3
Huevo 6
Larva 6
Pupa 9
Adulto 9
Morfología externa del adulto 9
Cabeza 9
Tórax 12
Abdomen 13
Gametogénesis 13
Ovogénesis 13
Espermatogénesis 16
Referencias 16

CAPÍTULO II. Técnicas de manejo de laboratorio 18

Captura 18
Medio de cultivo 18
Reconocimiento fenotípico del sexo 19
Obtención de hembras vírgenes 21
Colecta de hembras vírgenes a partir de imagos 21
Colecta de hembras vírgenes a partir de pupas 22
Colecta de hembras vírgenes a partir de larvas de tercer estadio 22
Manejo de las moscas 24
Elaboración del eterizador 24
Observación de moscas adultas 24
Control de plagas 26
Propagación de líneas de *Drosophila* 27
Cruzas experimentales entre moscas que pertenecen a líneas diferentes 27
Cuestionario 29
Referencias 29
Lecturas sugeridas 30

booksmedicos.org

Práctica 1: Nomenclatura y simbología 31

Práctica 2: Cruzas monohíbrida y dihíbrida 34

Práctica 3: Genes letales 41

Práctica 4: Interacción génica 46

Práctica 5: Epistasis 50

Práctica 6: Herencia ligada al sexo 54

Práctica 7: Mapeo genético 61

Práctica 8: Genética del desarrollo 67

Práctica 9: Penetrancia y expresividad 73

Práctica 10: Fenocopias 75

Práctica 11: Caracterización cromatográfica de mutantes de *Drosophila* 78

Práctica 12: Cromosomas politénicos 83

Práctica 13: Herencia extracromosómica 89

Práctica 14: Detección de genes letales dominantes 93

Práctica 15: Interacción entre dos especies (ecología) 98

Práctica 16: Genética de poblaciones 102

Apéndice 1: Probabilidad y estadística 108

Apéndice 2: Marcadores genéticos de *Drosophila melanogaster* 115

Glosario 125

booksmedicos.org

Introducción

La investigación de los mecanismos que rigen los patrones hereditarios en los seres vivos constituye un área de estudio relativamente nueva que presenta uno de los desarrollos más acelerados ya que, en el transcurso de un siglo gran cantidad de descubrimientos han enriquecido la comprensión de la constitución y el comportamiento de los organismos, así como de los mecanismos involucrados en su regulación. En particular, el conocimiento de la herencia se ha adquirido con la aplicación de diversos métodos de investigación que comprenden el cultivo experimental de organismos, el análisis estadístico y los estudios bioquímicos.

Probablemente la "mosca de la fruta", *Drosophila melanogaster,* es el eucarionte más estudiado y, por tanto, el mejor conocido desde el punto de vista genético. En 1909, el Dr. T. H. Morgan introdujo el empleo de dicha mosca en la investigación genética. Desde entonces se emplea como modelo biológico en diversas disciplinas científicas.

Entre las ventajas que se han señalado para su uso se destacan la facilidad para realizar cultivos experimentales, la corta duración de su ciclo de vida (ya que dura de 10 a 12 días a 25 °C), la distinción clara entre cada una de las fases de su ciclo de vida, la gran cantidad de descendencia que produce una sola pareja, y también el hecho de que su mantenimiento requiere poco espacio y es de costo reducido. *D. melanogaster* tiene un número cromosómico bajo, (2n = 8) y las larvas presentan cromosomas gigantes en sus glándulas salivales, por lo que es de gran utilidad para estudiar la morfología cromosómica y la evolución cariotípica.

Posee complejos enzimáticos semejantes a los que se presentan en la fracción S9 del hígado de los mamíferos, por lo que se le ha utilizado como modelo experimental en mutagénesis, ya que los cambios genéticos inducidos que se detectan en *Drosophila* son similares a los encontrados con los sistemas de prueba de mamíferos. Se cuenta con gran cantidad de líneas mutantes de *Drosophila* que producen fenotipos claros tales como los que muestran diferencias en la forma, color, textura y tamaño de los ojos; en la forma, textura, curvatura, tamaño, distribución de las nervaduras y forma de los tricomas (pelos) de las alas; el cuerpo varía en color y tamaño; las setas lo hacen en tipo y disposición; también se cultivan mutantes metabólicos o con diferentes capacidades para reparar el daño genético, y muchas otras expresiones que han contribuido a que su empleo se extienda a diversas disciplinas científicas. Es un organismo ideal para la demostración de muchos principios biológicos y en el análisis de ciencia descriptiva, bioquímica y molecular; se utiliza para estudiar problemas de desarrollo y nutrición, fisiología y conducta animal, comportamiento, reacciones en el apareamiento y respuesta a luz de diversos colores. Se ha usado para la demostración del ciclo de vida de insectos holometábolos, en experimentos de selección y en estudios evolutivos, entre otras muchas aplicaciones.

Este manual contempla de manera general la biología de *Drosophila melanogaster,* su manejo y mantenimiento, así como algunas de sus aplicaciones en la demostración de los mecanismos hereditarios, como modelo experimental en mutagénesis y en otras áreas como la ecología y la evolución, en las que los experimentos realizados con la mosca de la fruta han contribuido al conocimiento científico.

booksmedicos.org

Datos curriculares de los autores

Patricia Ramos Morales: Bióloga, Maestra en Ciencias, Profesora Asociada de Tiempo Completo Definitivo del Laboratorio de Genética y Profesora Titular de la materia de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Héctor M. Abundis Manzano: Profesor de Laboratorio y de la materia de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Juan Carlos Gaytán Oyarzun: Biólogo, Profesor de Laboratorio y de la materia de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Ma. Guadalupe Ordaz Téllez: Bióloga, Profesora de Laboratorio y de la materia de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Patricia G. **Orozco** Soto: Bióloga, Profesora de Laboratorio de Genética, Profesora Titular de la materia de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Julián Maldonado Luis: Becario en el Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Judith Hernández Aranda: Profesora de Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Edna González César: Tesista de la Licenciatura en Biología, Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Pedro Reyes Martínez: Prestador de Servicio Social de la Licenciatura en Biología, Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

Enriqueta M. Galicia Mendieta: Profesora de Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

J. Armando Muñoz Moya: Tesista de la Licenciatura en Biología, Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM.

booksmedicos.org

Capítulo I

Generalidades

La mosca de la fruta es un insecto que pertenece al orden ***Díptera*** que agrupa a aquellos organismos en los que sólo el primer par de alas es funcional y el segundo se ha transformado en órganos del equilibrio, los llamados halterios o balancines. Es un organismo representativo de la familia ***Drosophiloidae*** la que incluye a mosquitas pequeñas, con algunas cerdas y venación de las alas característica; el género *Drosophila* comprende varias especies de moscas con la vena subcostal degenerada, incompleta o ausente; las pertenecientes a la especie *melanogaster* (1830, Meigen) tienen dos interrupciones en la vena costal.

HÁBITAT

Las especies de *Drosophila* son cosmopolitas, es decir, están ampliamente distribuidas, por lo que se les encuentra en todo tipo de clima, altitud y latitud; se localizan especialmente en las frutas suaves donde la fermentación se ha iniciado y en general en alimentos con alto contenido de ácido acético.

CICLO DE VIDA

El desarrollo de la mosca de la fruta *Drosophila melanogaster* presenta un periodo de embriogénesis dentro del huevo y una sucesión de estadios larvales que culminan con una metamorfosis completa **(holometábola),** de la que finalmente surge un imago o adulto (Fig. 1). La secuencia y duración de los diferentes estadios en el ciclo de vida son: huevo, un día; larva de primer estadio, un día; de segundo, un día, y de tercero, un día; pupa, 4.5 a 5 días.

Así, la duración del ciclo de vida completo es de 9.5 a 10 días en condiciones controladas de temperatura y humedad relativa, 25°C y 60%, respectivamente. Los cambios en la temperatura afectan la duración del ciclo de vida, por ejemplo, a 10°C el estadio larvario requiere unos 57 días, mientras que a 27°C el ciclo completo toma 9.5 días. Los valores entre 27 y 30°C ocasionan esterilidad en las moscas y reducen la viabilidad. La exposición continua de los cultivos a 32°C puede causar la muerte de las moscas. En su hábitat natural la duración del ciclo es más variable como resultado de los cambios climáticos y la adversidad del ambiente.

booksmedicos.org

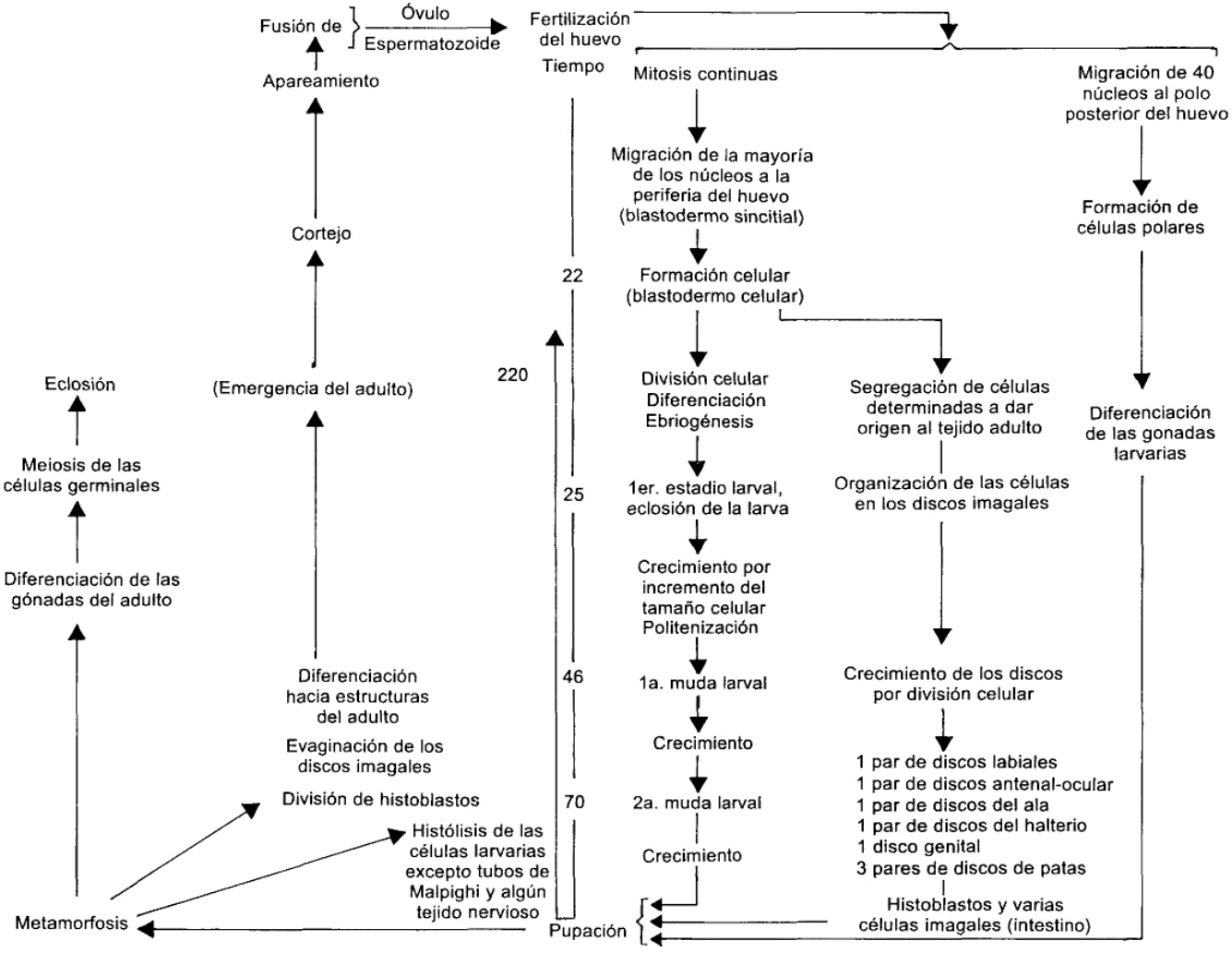

Fusión de
Óvulo
Espermatozoide
Apareamiento
Cortejo
(Emergencia del adulto)
Eclosión
Meiosis de las células germinales
Diferenciación de las gónadas del adulto
Fertilización del huevo
Tiempo
22
220
25
46
70
Pupación
Mitosis continuas
Migración de la mayoría de los núcleos a la periferia del huevo (blastodermo sincitial)
Formación celular (blastodermo celular)
División celular Diferenciación Ebriogénesis
1er. estadio larval, eclosión de la larva
Crecimiento por incremento del tamaño celular Politenización
1a. muda larval
Crecimiento
2a. muda larval
Crecimiento
Migración de 40 núcleos al polo posterior del huevo
Formación de células polares
Diferenciación de las gonadas larvarias
Segregación de células determinadas a dar origen al tejido adulto
Organización de las células en los discos imagales
Crecimiento de los discos por división celular
1 par de discos labiales
1 par de discos antenal-ocular
1 par de discos del ala
1 par de discos del halterio
1 disco genital
3 pares de discos de patas
Histoblastos y varias células imagales (intestino)
Diferenciación hacia estructuras del adulto
Evaginación de los discos imagales
División de histoblastos
Histólisis de las células larvarias excepto tubos de Malpighi y algún tejido nervioso
Metamorfosis

Fig. 1. Ciclo de vida de *Drosophila melanogaster*; todos los tiempos (en horas) son a 25°C. (Tomado de Roberts, 1986.)

booksmedicos.org

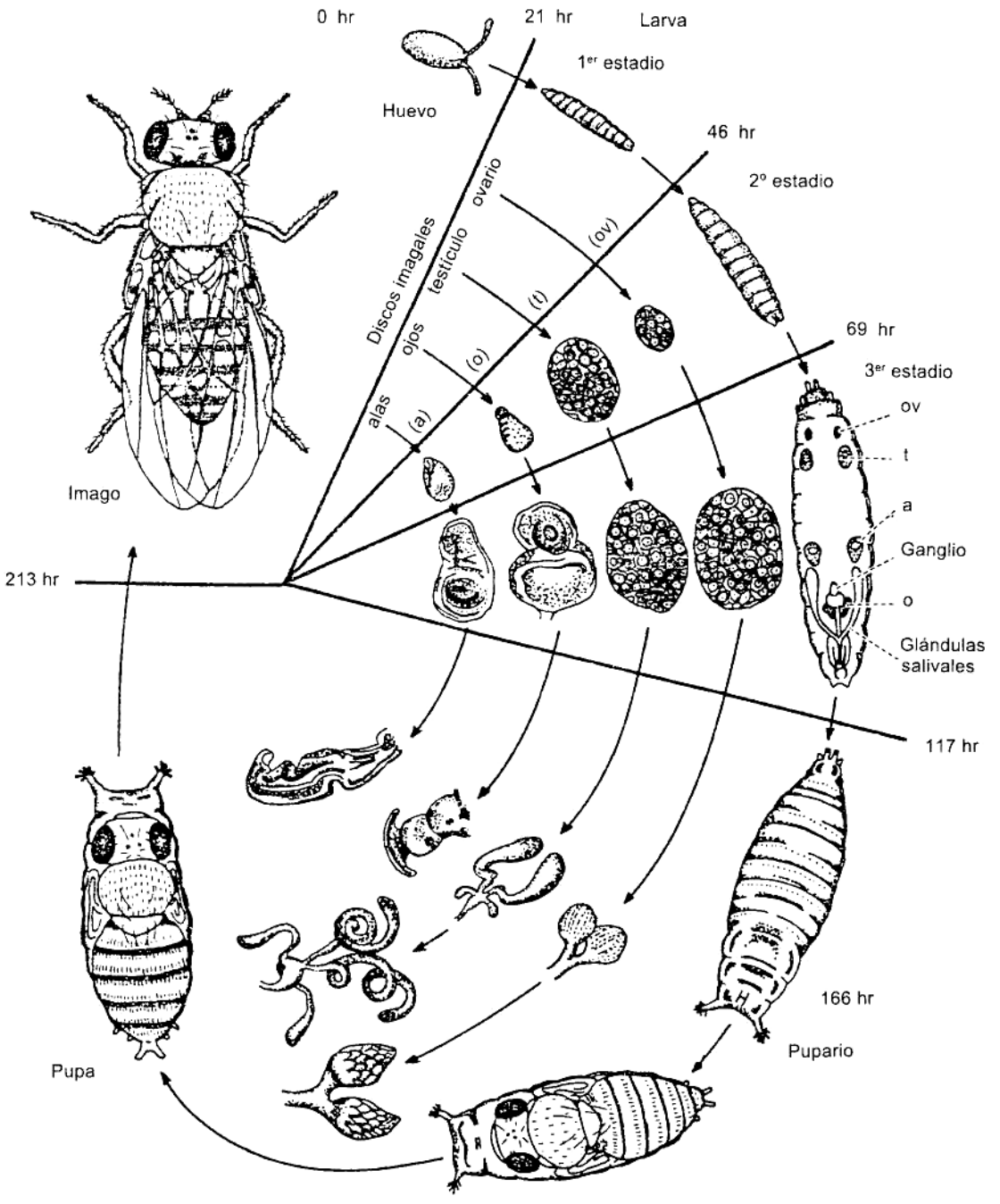


Fig. 2. Ciclo de vida de *Drosophila melanogaster* que muestra el desarrollo de las estructuras de los órganos del adulto.

booksmedicos.org

Huevo

La penetración del espermatozoide tiene lugar a través de una abertura llamada **micropilo** que se encuentra en el extremo anterior del óvulo. Los espermatozoides quedan almacenados en la hembra después de la cópula; luego de la fecundación los huevecillos quedan en el útero durante los estadios más tempranos del desarrollo embrionario y posteriormente se depositan en el medio de cultivo.

El huevo es de color blanco lechoso, tiene una longitud promedio de 420 mieras ($1\mu = 10^{-3}$ mm), la superficie dorsal es aplanada y la ventral algo convexa, tiene un par de filamentos delicados que son extensiones del **corion** situados en la región anterodorsal, los cuales impiden que se hunda el huevo en la superficie blanda del medio de cultivo (Fig. 2).

El huevo maduro está revestido por dos membranas, la interna es transparente y corresponde a la membrana vitelina la cual rodea el contenido protoplasmático, mientras que la externa o **corion** es firme, opaca y está ornamentada con figuras hexagonales o pentagonales producidas por las impresiones de las células foliculares ováricas.

Larva

Después de un día de desarrollo embrionario, eclosiona del huevo una pequeña larva; el color del cuerpo es blanco y está formado por doce segmentos no aparentes: 1 segmento de la cabeza, 3 torácicos y 8 abdominales (Fig. 2). La pared del cuerpo de la larva está formada por una cutícula externa y una epidermis celular interna. La cutícula está formada por la capa externa o **exocutícula** y la interna o **endocutícula.** En cada segmento del cuerpo la cutícula lleva en el borde anterior un anillo con pequeños ganchos quitinosos que se originan a partir de la exocutícula. Una característica principal del segmento de la cabeza es la presencia de ganchos bucales de color oscuro, los que son reemplazados en cada muda.

Las estructuras internas de la larva son fácilmente distinguibles cuando se observan a través de la luz, ya que su cuerpo es translúcido. En la figura 3 se muestran las diferentes estructuras internas de la larva.

La larva presenta dos linajes celulares diferentes; las **células larvarias y** las **imagales.** Las células larvarias forman el cuerpo de la larva, se caracterizan porque han perdido la capacidad de división y sólo aumentan su volumen; en algunas se presentan cromosomas politénicos, son poliploides y están determinadas y diferenciadas genéticamente. Las segundas no están involucradas en la formación del cuerpo de la larva y son distinguibles de las primeras porque las células imagales tienen tamaño pequeño, constitución cromosómica diploide, retienen la capacidad de división celular, están determinadas genéticamente pero se diferencian hasta que la larva entra a la metamorfosis; estas células se localizan en estructuras características denominadas **discos imagales,** los cuales son primordios celulares que incrementan su tamaño al multiplicarse el número de células mediante divisiones mitóticas que ocurren en momentos particulares durante el desarrollo larvario. En la figura *4a,* se muestra cada uno de los discos imagales.

La actividad larvaria es evidente a través de los surcos y canales que forman las larvas ya que éstas son muy voraces; las huellas son indicadoras de que la siguiente generación se desarrolla con éxito. Finalmente, las larvas se retiran del medio y migran a sitios menos húmedos de los frascos de cultivo en donde pupan.

booksmedicos.org

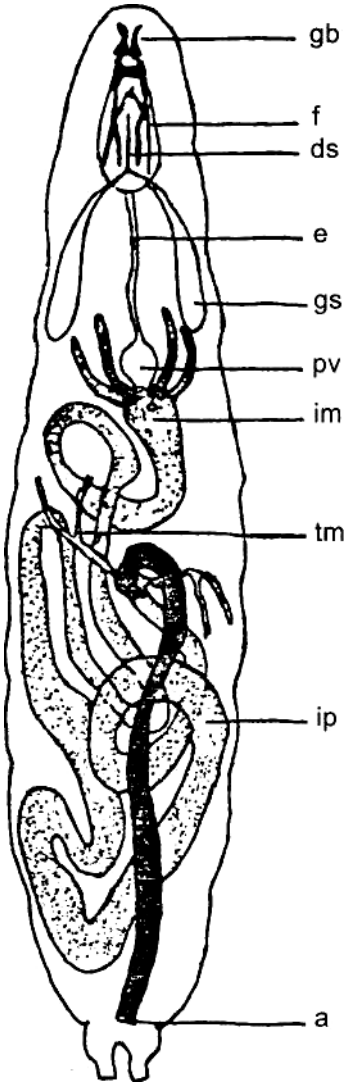


Fig. 3. Morfología de una larva madura: ganchos bucales (gb), faringe (f), ducto salival (ds), esófago (e), glándula salival (gs), proventrículo (pv), intestino medio (im), tubos de Malpighi (tm), intestino posterior (ip), ano (a). (Tomado de Demerec, 1965.)

booksmedicos.org

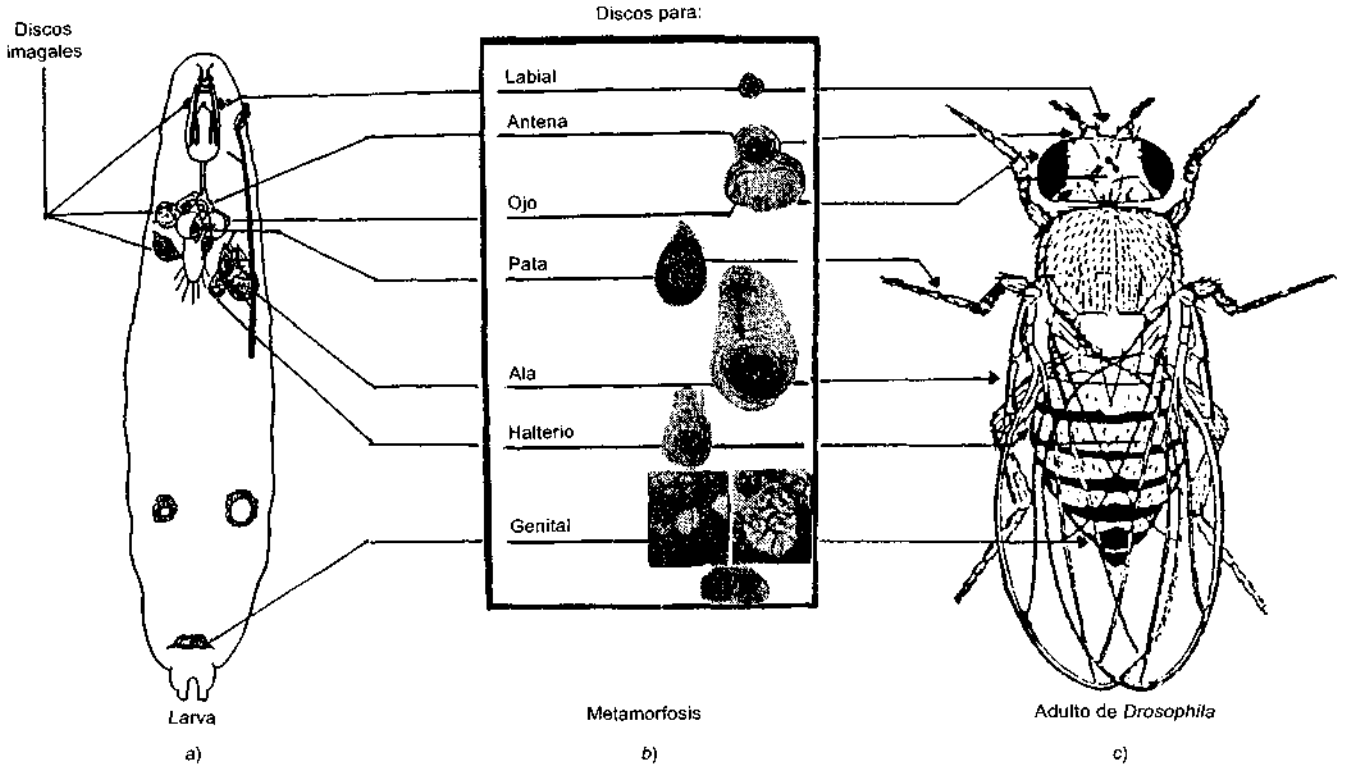


Fig. 4. Los discos imagales de *Drosophila melanogaster* darán lugar a las diversas estructuras del adulto por una serie de divisiones mitóticas. (Tomado de Gilbert, 1990.)

booksmedicos.org

Pupa

En la última muda larvaria, que es delgada y blanquecina al principio y se endurece y torna oscura posteriormente, se forma el **pupario** (Fig. 2). Durante la metamorfosis, la hormona ecdisona desencadena una serie de cambios en el organismo, los cuales involucran la destrucción de ciertos tejidos y órganos larvarios (histólisis) y la organización de las estructuras del adulto a partir de un complejo de células primitivas, los llamados **discos imagales.** Los órganos que son completamente histolizados durante la metamorfosis son las glándulas salivales, el intestino, los cuerpos grasos y los músculos. La mayor parte de los órganos del adulto se forman a partir de los discos imagales ya presentes en la larva o por células larvarias que se diferencian al ocurrir la reorganización del estado pupal; los tubos de Malpighi se alteran poco durante la metamorfosis aunque sí sufren algunos cambios en su composición estructural. El tórax se forma por la combinación de varios discos imagales. Las extremidades locomotoras, los ojos, las antenas, las alas y el aparato genital se diferencian a partir de su disco imagal respectivo, que sufre una histogénesis durante el desarrollo pupal dando origen a las distintas partes del cuerpo del adulto (Fig. *4b).* El estado pupal toma de 3 a 5 días y termina cuando emerge el **imago** o adulto.

Adulto

El imago rompe el extremo anterior del pupario, por donde sale. Al principio el cuerpo de la mosca es alargado, sin el pigmento característico y tiene las alas totalmente plegadas; durante una hora aproximadamente la mosca inyecta linfa a las alas (que son una especie de sacos que se extienden en forma gradual hasta quedar turgentes), el contacto con el aire seca las alas que posteriormente son vaciadas al excretar la mosca el exceso de linfa. A medida que pasan las horas el adulto adquiere su color característico. Ésta es la etapa reproductiva del ciclo de vida de este organismo; el imago alcanza la madurez sexual a las 8 o 9 horas de edad (Fig. 2).

MORFOLOGÍA EXTERNA DEL ADULTO

En la gran mayoría de los trabajos con *Drosophila melanogaster,* se utilizan sus características morfológicas como el tipo, la forma y/o disposición de sus estructuras. En particular, en los estudios genéticos resulta indispensable conocer de una manera general la morfología externa del adulto, para poder distinguir las características que presentan las moscas de tipo silvestre de aquellas que pueden estar modificadas por mutaciones (Fig. 5).

Cabeza

En la estructura general de los insectos la cabeza se forma por 6 segmentos: 1) labrum, 2) clipeus, 3) antenal-ocular, 4) mandibular, 5) maxilar y 6) labial (Fig. *6a y b).*

En la cabeza se encuentran sobre todo los órganos de los sentidos. La parte frontal está completamente formada por el tercer segmento antenal-ocular. Los ojos compuestos son relativamente

booksmedicos.org

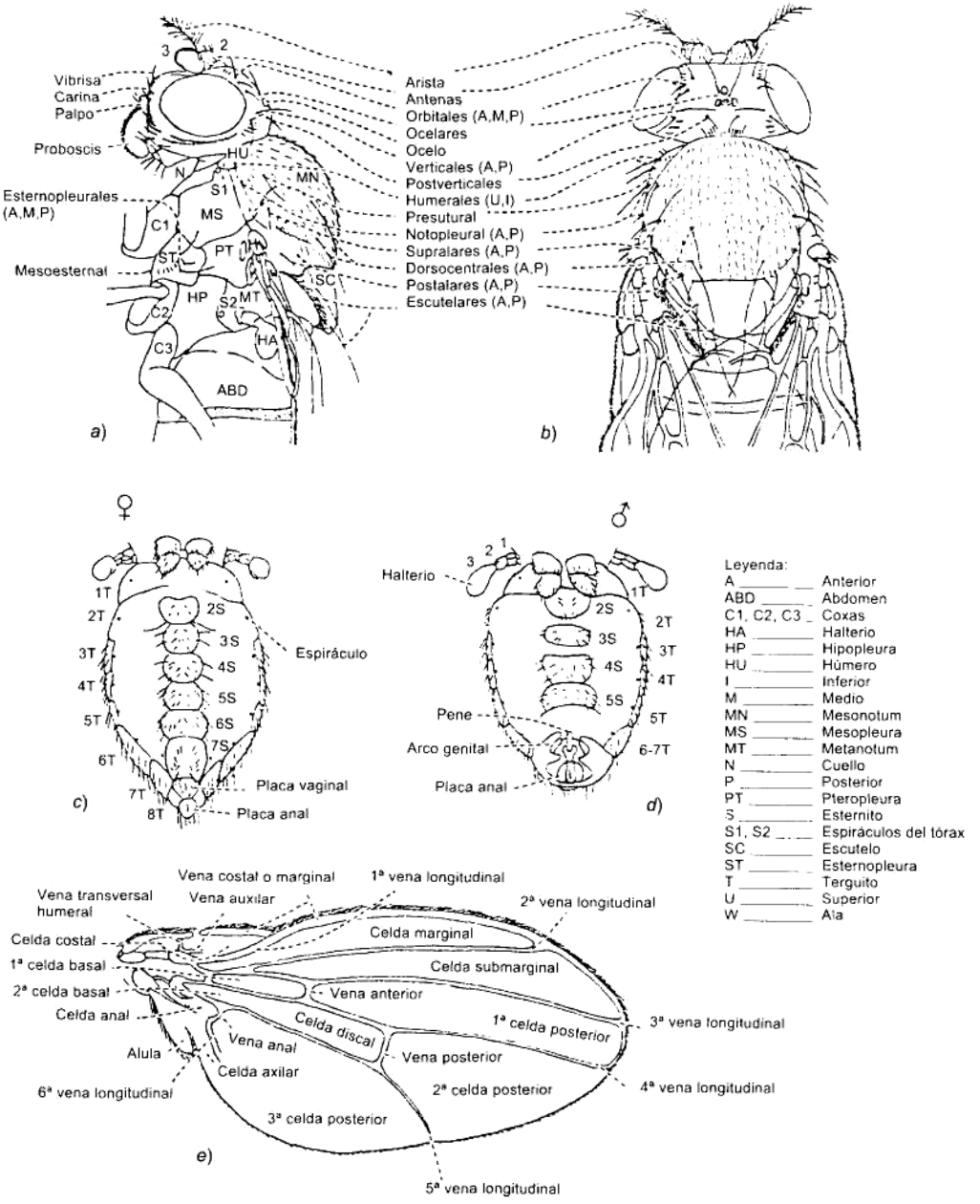


Fig. 5. Morfología externa de *Drosophila. a)* vista lateral; *b)* vista dorsal de la cabeza, tórax y parte del abdomen; c) y *d)* vista ventral del abdomen de la hembra y del macho; *é)* venación del ala. (Dibujos originales por C.B. Bridges, en *Drosophila* Information Service, No. 3, 1935; tomados de Demerec, M., *Drosophila Guide. Introduction to the Genetics and Cytology of Drosophila melanogaster.* Carnegie Institution of Washington, Washington, 1978.)

booksmedicos.org

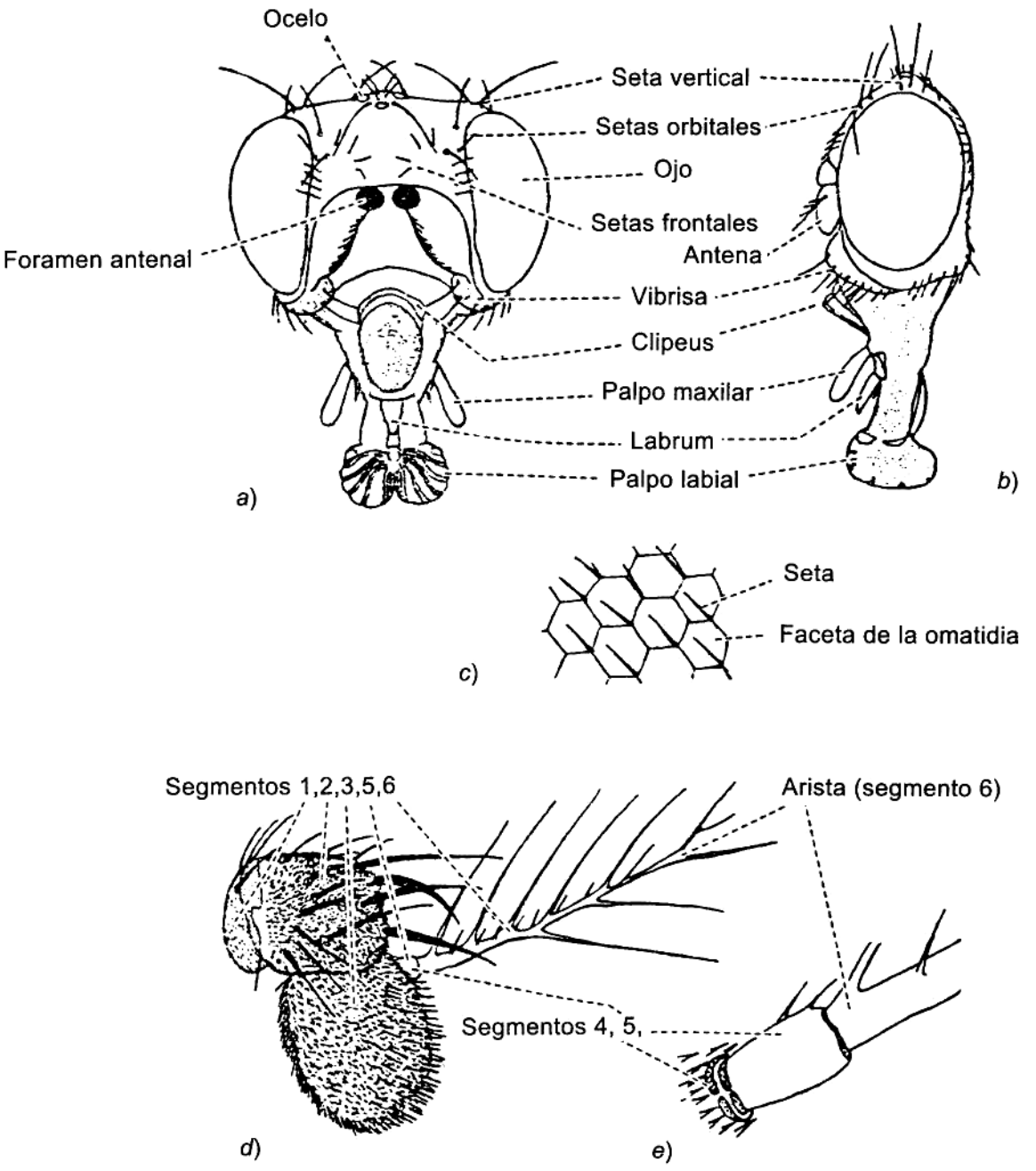


Fig. 6. Estructura general de la cabeza de *Drosophila; a)* aspecto cefálico, *b)* aspecto lateral, c) aspecto de las omatidias y las setas de los ojos compuestos, *d)* segmentación de la antena, *é)* base de la arista. (Modificado de Demerec, M. Ed., 1965, *Biology of Drosophila.)*

booksmedicos.org

grandes, están separados con amplitud y son del mismo tamaño y forma en los dos sexos, presentan setas pequeñas y rígidas que surgen de cada ángulo de unión de las aproximadamente 800 omatidias que los conforman (Fig. 6c). Los tres ocelos se encuentran juntos en un arreglo triangular en la parte superior de la cabeza. Entre los ojos están las antenas, que se encuentran muy cercanas entre sí, y están formadas por 6 segmentos: los tres primeros son muy pequeños y presentan pequeñas espinas; en el segundo aparecen numerosas cerdas alargadas de varios tamaños; el tercer segmento constituye una estructura bulbosa; los segmentos 4 y 5 unen esta estructura con el último segmento que forma una porción racimosa llamada arista (Fig. *6d* y *e).* Por debajo de los ojos se encuentra una cresta conocida comúnmente como carina, que muestra una hilera de setas denominada vibrisa (Fig. *6a* y *b).*

En la región ventral de la cabeza se encuentran las partes bucales: el *labrum* y el *clipeus,* que están altamente modificadas con respecto al plan general de los insectos ya que forman un aparato chupador o **proboscis.** Toda la estructura de la proboscis involucra el *clipeus,* el *labrum,* la maxila muy reducida y el *labium* muy alargado. No se presentan mandíbulas (Fig. 6a y *b).*

La proboscis puede dividirse en tres regiones: la basiproboscis, incluye *clipeus,* palpos maxilares, lóbulos maxilares y *labrum;* la proboscis media, en la que se articulan los palpos labiales, y la distiproboscis o región apical de la proboscis, en la que se forman dos grandes lóbulos membranosos conocidos como *labelo* y que representan palpos labiales.

En la cabeza se presentan también numerosas cerdas, algunas muy grandes, designadas por términos derivados de sus posiciones: ocelares, orbitales, frontales y verticales, entre otras.

Tórax

El concepto convencional del tórax de los insectos asume que las paredes de cada segmento involucran transversalmente una placa dorsal o terguito, una placa lateral o pleurito en cada lado entre las alas y la base de las patas, y una placa ventral o esternito entre las bases de las patas. El tórax se forma de tres segmentos: el protórax o segmento anterior, el mesotórax o segmento medio y el metatórax o segmento posterior. Todos los segmentos del tórax de *Drosophila* se encuentran fusionados formando una caja casi sólida.

El protórax por sí mismo es muy reducido y sólo sirve de soporte para el primer par de patas. La porción dorsal o *notum* es exclusivamente un collar estrecho que se extiende a través del tórax, está fusionado posteriormente con el ***mesonotum*** (porción dorsal del mesotórax) y lateralmente con los elementos pleurales de su propio segmento, separados por un pliegue (Fig. 5a y *b).*

Los esternitos son dos pequeñas placas ventrales que separan las coxas de las patas.

Posteriormente, justo entre las bases de las alas, el ***escutum*** se separa por una línea de depresión del pequeño escutelo en forma de placa.

Los grandes pelos del tórax ocupan una posición casi definitiva y fija, están formados por dos tipos de células, **tricogénicas** y **termogénicas** con funciones nutricional y sensorial respectivamente. Las setas dorsocentrales, los postalares y los escutelares son importantes fenotípicamente (Fig. 5a y *b).*

Los dos segmentos en los que aparecen las alas están estrechamente unidos y son nombrados en forma colectiva como "pterotórax". Se presenta un marcado alargamiento del mesotórax y una reducción del metatórax, por lo que las alas mesotorácicas tienen la función total del vuelo, mientras

booksmedicos.org

que las alas metatorácicas se han reducido a los **halterios (balancines)** que funcionan como órganos de equilibrio. Los halterios se dividen en tres partes: una porción basal o escabelo, una porción media o pedicelo y una porción apical o capítulo (Fig. 5c y *d)*.

Las alas presentan una serie de venas longitudinales y transversales que forman 7 celdas principales. Cada celda puede presentar el nombre de la vena que forma su borde anterior. Cada ala presenta un pequeño lóbulo basal en el borde posterior del ala, llamado álula (Fig. *5d)*.

Abdomen

En ambos sexos la segmentación ha sido modificada por desarrollos secundarios, de manera que el número primitivo de segmentos es difícil de encontrar; sin embargo, puede determinarse por la presencia de siete pares de **espiráculos,** situados en la membrana pleural y cercanos al margen ventral de los terguitos. En ambos sexos falta el esternito del primer segmento abdominal.

La hembra muestra ser más generalizada; el 8º segmento no tiene espiráculos ni esternito definido. Después de éste sólo se encuentra un pequeño segmento donde aparece el ano, este segmento presenta una placa dorsal y una ventral; la abertura genital se encuentra entre los segmentos 8º y 9º (Fig. 5c).

En el macho la situación es más complicada. El 7º segmento desaparece aparentemente y queda representado sólo por su espiráculo y el 8º sólo por una placa pequeña en cada lado, el 9º está fuertemente modificado, muestra un terguito muy grande y un esternito muy pequeño y el 10° se representa por un par de placas situadas al lado del ano (Fig. *5d)*.

GAMETOGENESIS

Ovogénesis

La formación del ovocito es un proceso considerablemente complejo en *Drosophila melanogaster* que involucra muchas células y tejidos que interactúan en forma secuencial. La ovogénesis es de tipo meroística, en la cual las células producidas por el oogonio permanecen conectadas a través de su citoplasma mediante canales.

La estructura del ovario y órganos accesorios del sistema reproductor de la hembra se muestran en la figura 7. Las gónadas consisten de dos ovarios conectados a un oviducto, el cual desemboca en el útero.

Los ovocitos provienen de células polares, y las células que rodean al huevo en desarrollo se derivan del mesodermo somático. Las estructuras que encapsulan los huevos son denominadas ovariolas, cada ovario consta de 15-17 ovariolas. Los huevos maduros son liberados de la parte posterior de la ovariola al oviducto y la fertilización ocurre en el útero (Fig. *la y b)*.

El extremo anterior de la ovariola se denomina ***germarium*** *y* es el sitio de origen del pro-oocito, el cual proviene de una serie de divisiones que empiezan con un tronco celular oogonial. Éste se divide para producir dos vastagos, un tronco celular hijo y una célula citoblástica. Cada citoblasto da origen a un grupo de 16 cistocitos interconectados por 4 divisiones mitóticas secuenciales. Los 16 cistocitos comprenden un quiste. Dos de las 16 células llegarán a pro-oocitos y sólo una de ellas originará el ovocito. Las 14 restantes serán células nodrizas y tendrán la función de sintetizar material

booksmedicos.org

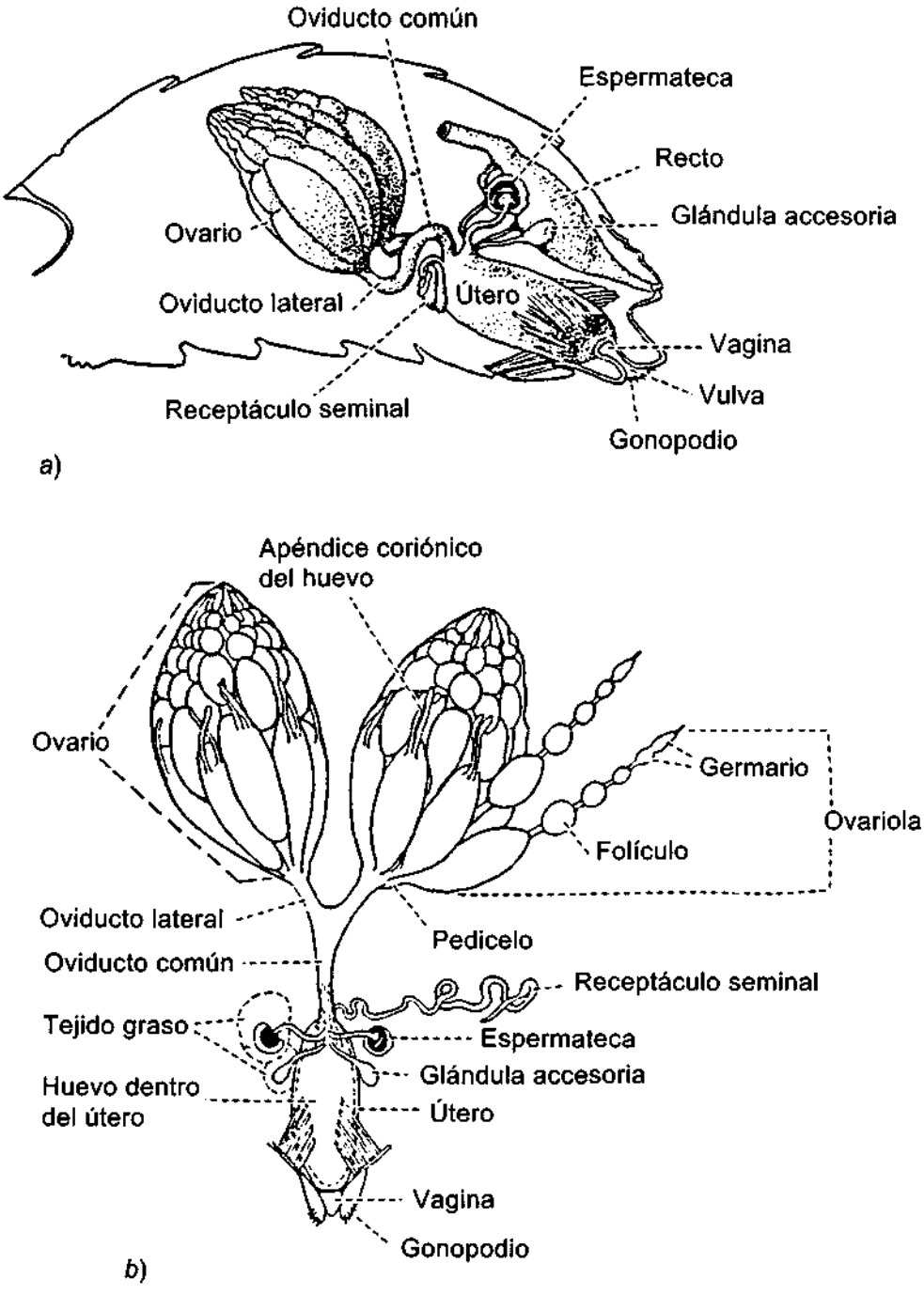


Fig. 7. Sistema reproductor de la hembra; *a)* aspecto lateral del abdomen que muestra los órganos reproductores, *b)* aspecto dorsal de los órganos reproductores.

booksmedicos.org

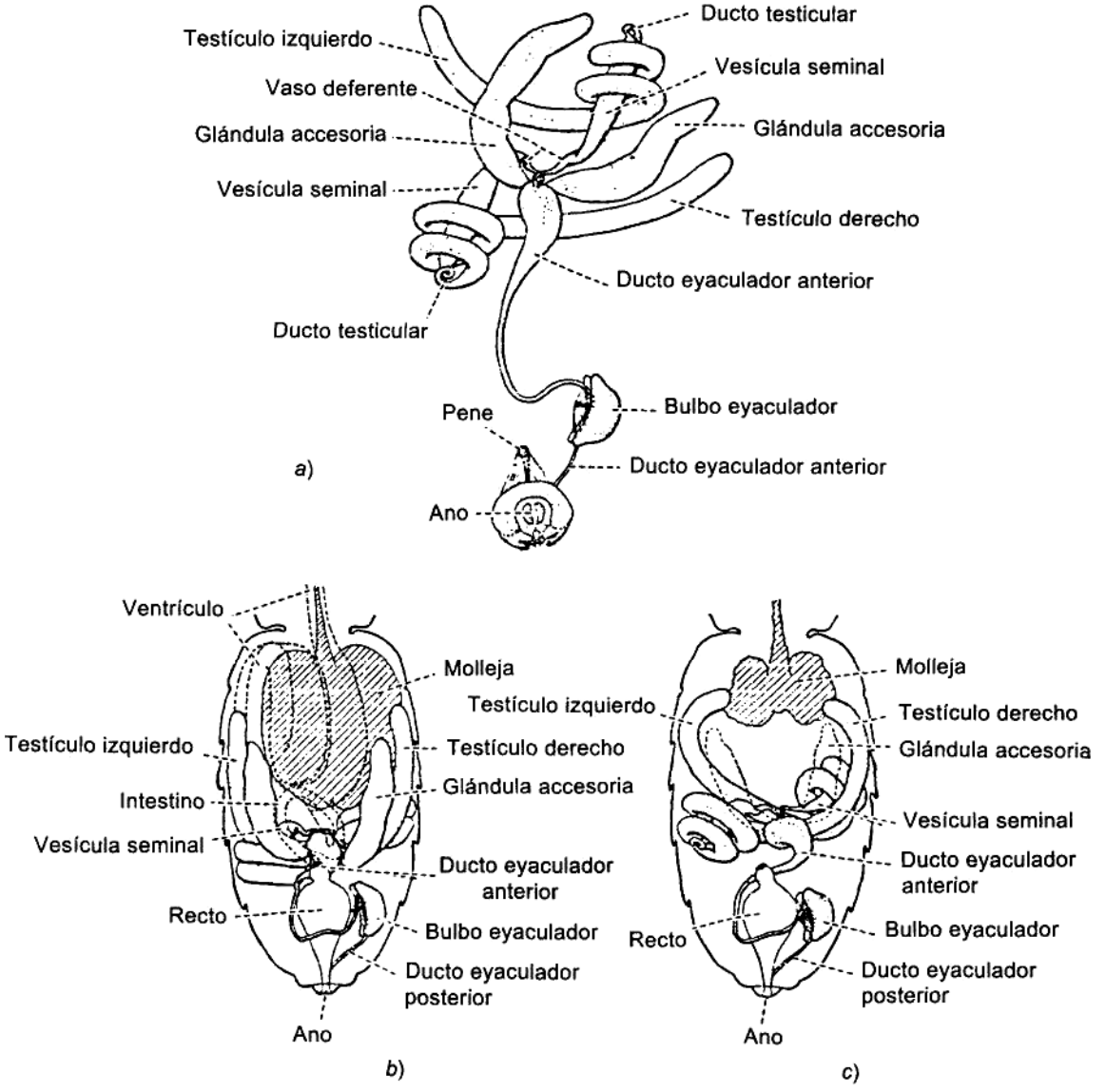


Fig. 8. Sistema reproductor del macho; a) aspecto dorsal del tracto reproductor con las vesículas seminales distendidas, *b)* aspecto dorsal del abdomen con la molleja distendida mostrando el sistema reproductor y la típica posición transversal de los enrollamientos testiculares, *c)* aspecto dorsal del abdomen con la molleja no distendida, que muestra la posición oblicua que asumen los testículos en los individuos jóvenes.

booksmedicos.org

citoplásmico y transferirlo al ovocito en crecimiento. El quiste de 16 células, rodeado por una capa de células foliculares, se denomina la **cámara del huevo.**

El desarrollo del ovocito de *Drosophila* se divide por convención en 14 etapas. Durante las primeras seis etapas el ovocito y las células nodrizas permanecen aproximadamente con el mismo tamaño. En la séptima, la cámara del huevo se elonga y crece lentamente. En la siguiente u octava se inicia el proceso de vitelogénesis. Algo de la síntesis de vitelo tiene lugar en las células foliculares del ovario, pero el sitio principal de síntesis de la proteína es el cuerpo graso; los polipéptidos son liberados en la hemolinfa y tomados por el ovocito en desarrollo.

A partir de la etapa ocho, el crecimiento del ovocito es rápido con respecto al de las células nodrizas. Entre las etapas 8 y 12 el ovocito incrementa su volumen 1500 veces. Parte del incremento se da en la etapa 11 a expensas de las células nodrizas, vaciando su contenido en el ovocito. Como resultado, para el final de la ovogénesis, el ovocito ocupa por completo el interior de la cámara del huevo. Las etapas 13 y 14 involucran la secreción de la cubierta protectora externa del huevo —la membrana vitelina y coriónica— y la progresión del ovocito a la metafase de la **meiosis I**. El ovocito permanece en esta etapa hasta la fertilización.

Espermatogénesis

Como es típico en los insectos, estos organismos presentan **espermatogénesis longitudinal,** la cual es un proceso continuo, por lo que se observan varias fases del desarrollo del espermatozoide en los túbulos seminíferos (Fig. 8a-c). No obstante, en el túbulo existe una disposición ordenada de las células sometidas a distintas fases de desarrollo, en los insectos los extremos proximales de los túbulos contienen a las **espermatogonias:** células que sufren proliferación por **mitosis.** Más abajo del túbulo se encuentran los **espermatocitos,** células en fase de crecimiento y maduración, y finalmente los **espermatozoides,** que rellenan las partes distales de los túbulos.

La espermatogénesis incluye todas las divisiones sucesivas y transformaciones que sufren las células germinales en la formación del espermatozoide. En el testículo de las larvas de primer estadio sólo se encuentran espermatogonias. Aproximadamente 28 horas después (segundo estadio) presenta espermatogonias y espermatocitos primarios; ésta es la condición del testículo de la larva hasta un poco antes de la pupación. Durante gran parte de la vida larvaria, las espermatogonias sufren mitosis y los espermatocitos primarios crecen en volumen. La mayor parte de las primeras divisiones meióticas de los espermatocitos se detiene hasta que la larva está dispuesta para la metamorfosis. De ahí en adelante, durante la vida pupal y adulta, la espermatogonia da origen a un número indeterminado de espermatocitos, los cuales completan su crecimiento y sufren meiosis. Los descendientes postmeióticos de estas células se transforman en espermatozoides maduros; para llegar a esto las **espermátidas** tienen que sufrir un proceso de diferenciación denominado espermiogénesis.

REFERENCIAS

Balinsky, B.I., *Introducción a la embriología,* Omega, 5a. ed., Barcelona, 1982, 727 pp.

Demerec, M. Ed., *Biology of Drosophila,* Carnegie Institution of Washington, Washington D.C., Hafner Publishing Co., Nueva York, 1965, 633 pp.

booksmedicos.org

Demerec, M. y B.P. Kaufmann, *Introducción a la genética y citogenética de Drosophila melanogaster.* Trad. Biól. Rodolfo Félix Estrada, Comisión Nacional de Energía Nuclear, Programa de Genética, México, 1962, 55 pp.

Gilbert, F.S., *Developmental Biology,* Sinaver, Massachusetts, 1988, 843 pp.

Metcalf, C.L. y W.P. Filnt, *Insectos destructivos e insectos útiles. Sus costumbres y control,* CECSA, México, 1988, 1288 pp.

Roberts, D.B., *Drosophila a practical approach,* IRL. Press, Oxford, 1986, 295 pp.

Wilkins, A., *Genetic análisis of animal development,* Wiley Interscience, 1986, 546 pp.

booksmedicos.org

Capítulo II

Técnicas de manejo de laboratorio

CAPTURA

Los organismos silvestres de *Drosophila* se pueden atrapar fácilmente; para esto se emplean recipientes con frutas en fermentación, levadura fresca o por medio de redes entomológicas. En el primer método, se colocan frutas fermentadas en el interior de frascos destapados, los que se dejan por un tiempo en el lugar donde se quiere realizar la colecta y posteriormente se tapan.

También se pueden capturar con redes entomológicas, éstas se colocan sobre la trampa (recipiente que contiene fruta y moscas) y después se le golpea ligeramente para provocar el vuelo de las moscas, de manera que penetren al interior de la red, la cual contiene en su extremo un tubo homeopático.

Cuando se requiere trabajar con líneas mutantes con características seleccionadas puede recurrirse a Bancos de *Drosophila,* los cuales existen tanto dentro como fuera del país. A continuación se indican las direcciones de algunas instituciones.

1. Bowling Green, Ohio 43403: Bowling Green State University, Mid-America *Drosophila* Stock Center, Department of Biological Sciences. Tel. (419) 372-2332.
2. Cleveland, Ohio 44115: Cleveland State University Department of Biology and Health Sciences, Euclid Avenue and 24th street. Tel. (216) 687-2440.
3. Davis, California 95616: University of California, Department of Genetics. Tel. (916) 752-2209.
4. Los Angeles, California 90024: University of California, Department of Biology. Tel. (213) 825-2256.
5. México, D.F.: Laboratorio de Genética, Facultad de Ciencias, UNAM. Circuito Exterior, Cd. Universitaria, C.P. 04510, Coyoacán. Tel. 622-48-31.

MEDIO DE CULTIVO

Como resultado de años de trabajo experimental con *Drosophila* se han desarrollado numerosos medios de cultivo para mantener a este organismo en condiciones de laboratorio.

La mosca de la fruta puede mantenerse en medios de cultivo a base de plátano, harina de maíz, crema de trigo, melaza y avena descortezada. Los principales requisitos que debe reunir un medio de cultivo son los siguientes:

a) Contener la cantidad necesaria de azúcar para permitir el crecimiento de las levaduras, principal alimento de las larvas ya que constituyen una fuente de proteínas.

booksmedicos.org

b) Tener consistencia apropiada para que no se desprenda al sacudir el frasco, la cual se logra añadiendo agar-agar o carragenina en combinación con harina de maíz; esta última se utiliza como fuente de carbohidratos.

c) Inhibir el crecimiento de hongos y bacterias* que contaminan los cultivos y retardan o impiden el desarrollo de las moscas. Es importante señalar que el exceso de inhibidores también puede impedir el crecimiento de las levaduras, así como el de las moscas.

A continuación se presenta el procedimiento del medio de cultivo utilizado en el Laboratorio de Genética de la Facultad de Ciencias, UNAM.

Para 24 frascos lecheros de un cuarto de litro de capacidad:

Agua, 1250 ml; agar-agar o carragenina, 15 g; azúcar, 70 g; harina de maíz, 105 g; levadura en polvo anhidra, 66 g; ácido propiónico, 4 ml; nipagin simple (al 10% en alcohol etílico), 4 ml.

Preparación:

1. Mezcle bien, en seco: agar,** azúcar, harina y levadura.
2. Añada a la mezcla el agua fría y revuelva.
3. Caliente hasta ebullición y cuente 15 minutos a fuego moderado.
4. Retire del fuego y agregue el ácido propiónico y el nipagin (no es necesario que deje enfriar el medio para agregar los ácidos).
5. Vierta el medio de cultivo en frascos lecheros de ^{X}U de 1 de capacidad (previamente esterilizados en un horno con calor seco o estufa a 150°C por 30 minutos), la cantidad no debe sobrepasar los 2 cm de altura o 60 ml.
6. Tape y regrese los frascos al horno apagado y deje enfriar lentamente hasta el día siguiente.
7. Agregue una gota de suspensión concentrada de levadura de pan fresca más una pizca de azúcar sobre la superficie del medio ya solidificado y espere a que se seque; este paso garantizará que el desarrollo del cultivo sea óptimo. El medio está listo para usarse.

Si sus posibilidades económicas se lo permiten, es posible adquirir medio sintético instantáneo, el cual es, en definitiva, el de empleo más cómodo, únicamente hay que agregar agua y dejar reposar unos minutos para usarlo; se sugiere agregar una solución de ácido propiónico al 5%. El medio instantáneo lo puede adquirir solicitándolo a Carolina Biological Supply Co. 2700 York Road, Burlinton, N.C. 27215.

RECONOCIMIENTO FENOTIPICO DEL SEXO

En todo estudio que involucra la manipulación de organismos resulta indispensable reconocer el sexo de cada uno de ellos. Se recurre al empleo de características sexuales secundarias distintivas de cada sexo; en ocasiones este trabajo se facilita por la presencia de **dimorfismo sexual** de uno de los sexos. En *Drosophila melanogaster* éste es positivo hacia la hembra, es decir, el tamaño de las hembras por

* Los inhibidores más empleados son: Tegosept M (ester metílico de ácido para-hidroxibenzoico, también conocido como Nipagin simple), ácido propiónico o bien, una solución acuosa al 0.1% de Streptomicina (ampolleta Estreptomicina S).

** En lugar de agar puede emplear la misma cantidad de carragenina.

booksmedicos.org

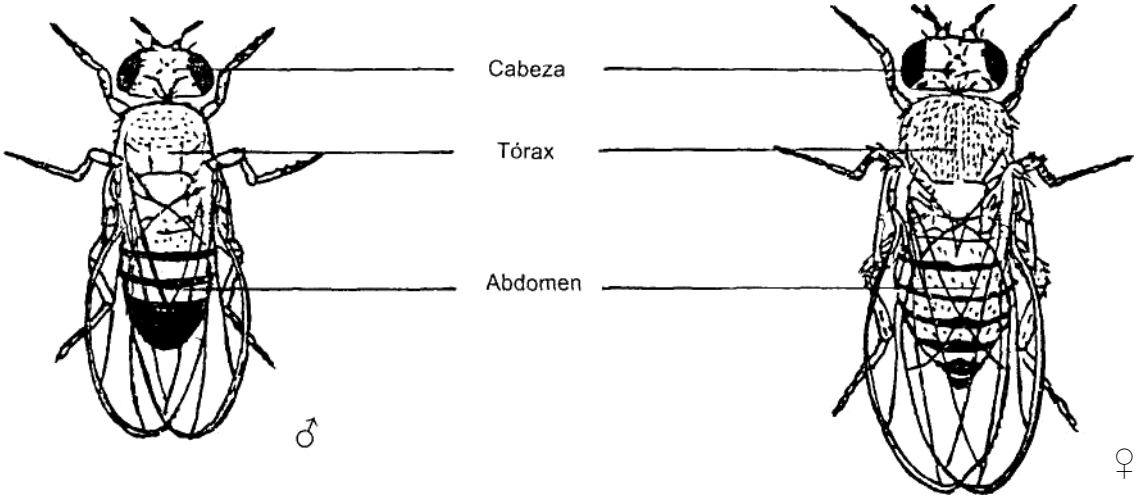


Fig. 9. Moscas adultas de *Drosophila melanogaster.* macho a la izquierda, hembra a la derecha. Segmentos del cuerpo. (Tomado de Demerec, M. Ed., *Drosophila guide,* 1961, p. 7.)

lo general es mayor que el de los machos. Los organismos adultos miden aproximadamente 2 a 3 mm de longitud.

El abdomen del macho tiene en su extremo terminal tres segmentos fusionados, visiblemente melanizados; por su parte, el abdomen de la hembra no tiene fusionados estos segmentos y la coloración de éstos es uniforme; en la hembra, la terminación del abdomen es ligeramente puntiaguda en contraste con la del macho, que es más redondeada (Fig. 9).

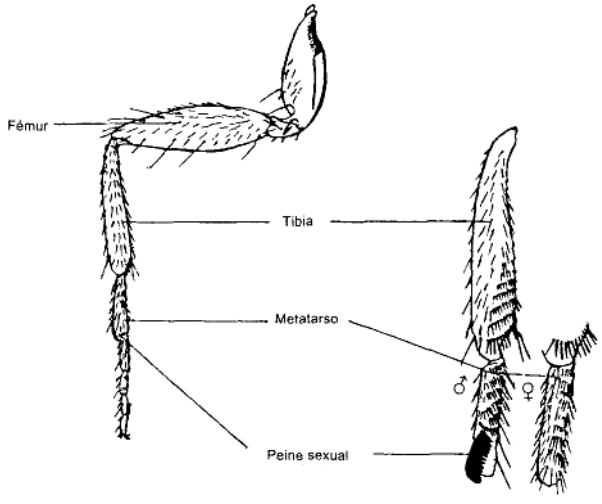


Fig. 10. Diagrama de la pata anterior del macho de *Drosophila melanogaster.* Abajo a la derecha, comparación del metatarso de la hembra y del macho. (Tomado de Demerec, M. Ed., 1965, *Biology of Drosophila.)*

booksmedicos.org

La placa genital de la hembra se caracteriza por tener un ovopositor, mientras que la del macho está formada por múltiples piezas, generalmente de coloración oscura.

Estas características son, por lo general, suficientes para el sexado. Sin embargo, en las moscas que recién han emergido, la coloración típica aún no se presenta; además, algunos marcadores asociados con el color del cuerpo pueden modificar estos patrones de pigmentación, por lo que los machos apenas pueden exhibir pigmento y las hembras apenas mostrar un exceso de éste, haciendo confusa la distinción de sexos por este método.

Otras estructuras auxiliares en la distinción de los sexos es la presencia de **peines sexuales** que constan de una hilera de aproximadamente 10 cerdas cortas y gruesas, de color negro y con apariencia de peine; son únicas de los machos y se localizan en la región basal del tarso del primer par de patas (Fig. 10).

OBTENCIÓN DE HEMBRAS VÍRGENES

En la mayoría de las cruzas experimentales de *Drosophila,* se requiere que machos de un genotipo conocido fertilicen a hembras con determinado genotipo, para lo cual se necesita que las hembras de la cruza sean vírgenes (♀ ♀) pues, como se indicó anteriormente, éstas, una vez fecundadas, almacenan las células masculinas en la espermateca, razón por la cual pueden producir de manera ininterrumpida huevecillos fertilizados durante toda su existencia. Los machos maduran sexualmente poco tiempo después de emerger de la pupa. Lar hembras en cambio tardan un poco más de tiempo, aproximadamente de 8 a 10 horas después de haber emergido. De esta manera, si las hembras y los machos se separan antes de que tengan ocho horas de edad, todas las hembras serán vírgenes. Existen varios métodos que permiten separar ambos sexos en otras etapas del ciclo de vida.

Colecta de hembras vírgenes a partir de imagos

A continuación se muestra a manera de ejemplo una rutina para obtener hembras vírgenes, iniciando con la siembra de la línea de moscas:

Día	*Hora*	*Actividad*
1		Sembrar (colocar moscas en medio de cultivo fresco) la línea de la que se obtendrán hembras.
5		Retirar a los progenitores para evitar que se confundan con la progenie.
10	7 A.M.	Eliminar las moscas que hayan emergido durante la noche.
	12 A.M.	Separar ♀ ♀ y ♂ ♂; colocar las primeras en frascos con medio fresco y eliminar a los ♂ ♂.
	5 P.M.	Repetir la actividad de sexado.

Se continúa la rutina indicada en el día 10 el tiempo necesario para obtener el número de ♀ ♀ vírgenes necesario.

Alternativamente puede seguirse el método de luz/oscuridad:

booksmedicos.org

Día	*Hora*	*Actividad*
10	5 P.M.	Incubar las moscas a 18°C y oscuridad durante toda la noche.
11	7 A.M.	Exponer a la luz durante 1 hora y después realizar la colecta.

El régimen de luz/oscuridad estimula a las moscas a emerger de la pupa; a 18°C los machos fertilizarán a las hembras hasta aproximadamente 18 horas después.

Otro método que permite identificar ♀ ♀ vírgenes se basa en la presencia de restos de meconio en el intestino de las moscas que tienen pocas horas de haber emergido; es particularmente útil cuando no se han controlado periodos de menos de ocho horas, por ejemplo, durante la noche. En cuanto abandonan el pupario, las moscas tardan algunas horas en secar sus alas, durante este tiempo no ingieren alimento y esporádicamente defecan el meconio intestinal que es de color oscuro. Como el cuerpo tarda cierto tiempo en adquirir la coloración característica, pueden observarse los restos del meconio como una mancha oscura en la parte ventral del abdomen. Es casi seguro que las hembras en las que se observe esta mancha serán vírgenes.

Colecta de hembras vírgenes a partir de pupas

El sexo de la pupa puede determinarse si se examina la superficie ventral de ésta con ayuda de un microscopio de disección (las pupas se encuentran adheridas a la pared del frasco de cultivo). En las pupas ♂ ♂ se distinguen los peines sexuales. Una desventaja de este método es que debido a la manipulación podría romperse el pupario impidiendo que las moscas continúen su desarrollo.

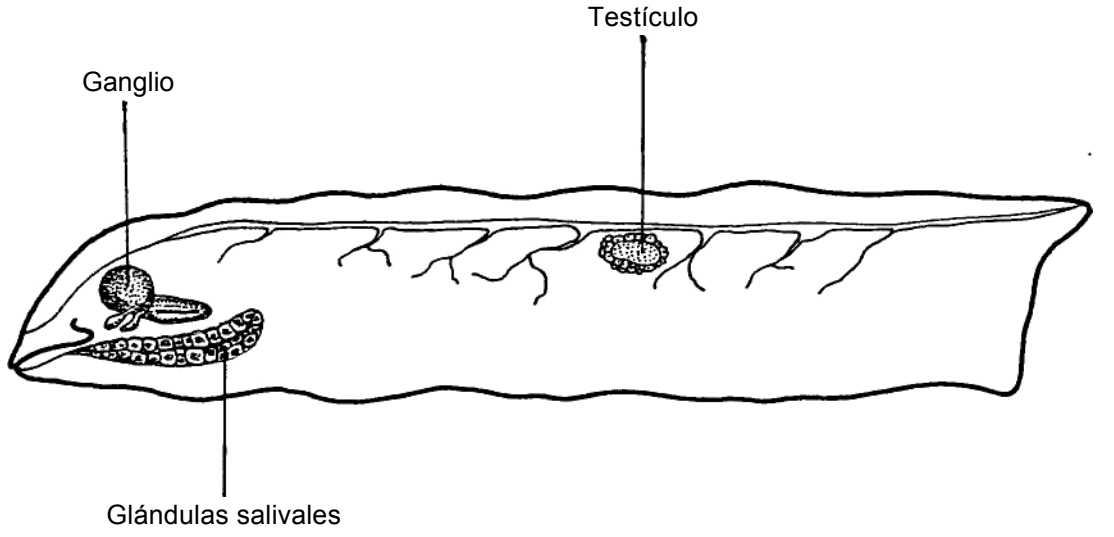
Un método práctico consiste en separar individualmente aquellas larvas de mayor tamaño (tercer estadio) en tubos homeopáticos con una pequeña tira de papel filtro húmedo o bien, medio de cultivo fresco. Terminado el desarrollo se tendrán moscas de ambos sexos, pero todas las hembras serán vírgenes.

Colecta de hembras vírgenes a partir de larvas de tercer estadio

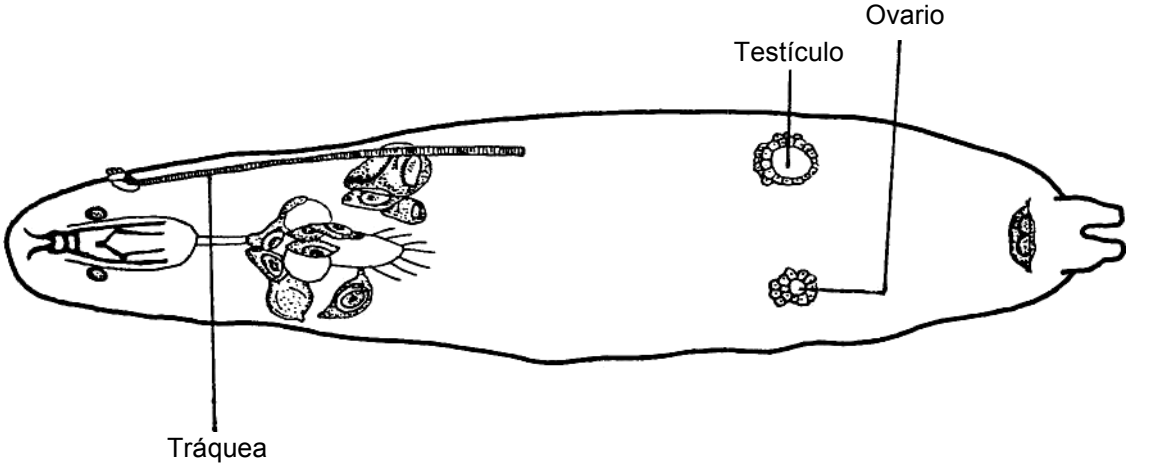
Si desea hacerse la colecta definitiva de las hembras desde el tercer estadio larvario se recurre a la observación de las gónadas larvarias, que son de distinto tamaño en ambos sexos. La separación se hace utilizando un microscopio de disección a 4 o 10 X; el testículo es relativamente grande y el ovario es un cuerpo pequeño, éstos son visibles a través de la pared translúcida del cuerpo (Fig. 1 *la y b)*. Una vez colectadas las hembras deberán colocarse en tubos homeopáticos o frascos con medio fresco para que completen su desarrollo.

Tanto en este método como en el anterior se recomienda conservar los recipientes a 25°C y 60% de humedad relativa.

booksmedicos.org



a)



b)

Fig. 11. Diagrama de larvas de tercer estadio de *Drosophila melanogaster. a)* Vista lateral de una larva macho donde se localizan las glándulas salivales, ganglio y testículo, *b)* vista ventral de una larva donde se esquematiza la tráquea y la comparación del ovario y el testículo. (Tomado de Demerec, M. Ed., 1965, *Biology of Drosophila.)*

booksmedicos.org

MANEJO DE LAS MOSCAS

Para el manejo de las moscas en el laboratorio se requiere el siguiente material:

Microscopio de disección
Platina de vidrio de 12 X 8 cm aproximadamente
Pincel de pelo de camello del número 00 o de cerdas suaves y punta redondeada
Eterizador
Frasco gotero con éter etílico
Marcador de tinta indeleble
Morgue para poner las moscas de desecho (frasco con tapa, tiene la mitad del volumen de glicerina o aceite y la otra mitad con alcohol etílico al 70%) Una placa de corcho o unicel de 20 X 20 X 2 cm aproximadamente Frascos o tubos homeopáticos con medio de cultivo y tapones de hule espuma o de gasa con algodón

Elaboración del eterizador

a) Material:

Embudo de plástico de 4 o 5 cm de diámetro, de cola corta Envase de rollo de película, de preferencia blanco y translúcido Pegamento para plástico Algodón

b) Instrucciones:

1. En un embudo de plástico con un diámetro igual al del frasco lechero de 1/4 de litro, realice un corte diagonal en el tubo del embudo a 2.5 cm de la base (Fig. 126),
2. Remueva el fondo del envase de película e introduzca el embudo pegando perfectamente ambas partes.
3. A 2 cm de la base del embudo haga un orificio de las mismas dimensiones del corte diagonal del fragmento sobrante del tubo, introduzca 1/2 cm el fragmento sobrante inclinándolo hacia arriba y pegándolo perfectamente (Fig. 12c).
4. Coloque un poco de algodón alrededor del tubo del embudo.
5. Ajuste la tapa del envase del rollo de película hasta que ésta se ajuste firme pero suavemente; si es necesario haga pequeños cortes en el borde interno de la tapa.

OBSERVACIÓN DE MOSCAS ADULTAS

1. Ponga unas gotas de éter en el material absorbente (algodón) del eterizador.
2. Golpee la base del frasco con la palma de la mano o sobre un corcho, para hacer que las moscas bajen a la superficie del medio de cultivo.

booksmedicos.org

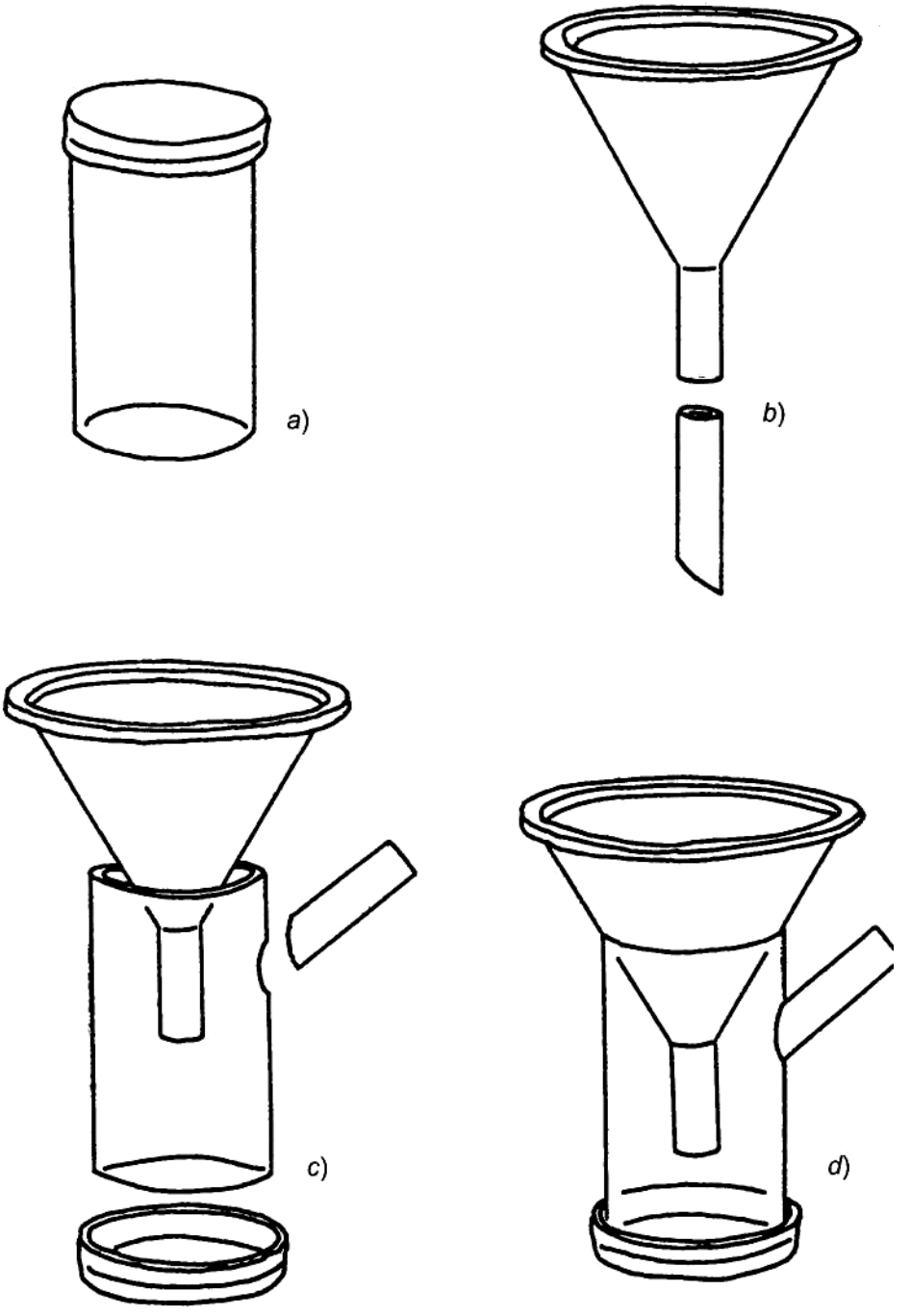


Fig. 12. Elaboración del eterizador.

booksmedicos.org

3. Quite rápidamente el tapón y coloque el eterizador en la boca del frasco, invierta el frasco junto con el eterizador y golpee de nuevo para que las moscas queden atrapadas en la cámara del eterizador; retire el frasco y tápelo.
4. Cuando las moscas queden inmovilizadas (10 a 15 segundos después), transfiéralas a una platina de vidrio y observe con el microscopio de disección. Al mover a las moscas emplee un pincel de cerdas suaves para evitar maltratarlas.
5. Las moscas permanecen anestesiadas por un lapso de 5 a 10 minutos; si antes de terminar la observación éstas empiezan a despertar, puede reeterizarlas sin necesidad de regresarlas al eterizador, simplemente se coloca el embudo de éste sobre la platina en donde se encuentran las moscas. Es conveniente manejar pocos organismos al principio para evitar anestesiar sucesivamente ya que se puede ocasionar la muerte de los organismos, sobre todo si se trata de moscas viejas; cuando lo anterior ocurre las moscas extienden las alas verticalmente en un ángulo de 45° con respecto al cuerpo y sus extremidades se mantendrán rectas en contraste a la posición normal (Fig. 9).
6. Las moscas muertas o las que no se van a utilizar se depositan en la morgue.
7. Para la recuperación adecuada de las moscas es conveniente emplear tubos homeopáticos o frascos secos y vacíos o bien, colocarlas en los frascos con medio de cultivo, procurando que las moscas queden sobre las paredes del frasco y manteniendo éstos en posición horizontal hasta que las moscas se recuperen para impedir que se peguen al medio.

Cuando no es necesario examinar en el microscopio las líneas de *Drosophila* pueden transvasarse directamente a otro frasco con medio de cultivo nuevo; sólo se golpea el frasco que contiene a las moscas sobre el corcho o la palma de la mano, inmediatamente se retira el tapón, se invierte sobre el otro frasco y se golpea otra vez para que las moscan caigan sobre el medio de cultivo nuevo, se tapa perfectamente y se etiqueta el frasco empleando la simbología adecuada (véase: Nomenclatura y simbología) indicando la fecha del transvase.

CONTROL DE PLAGAS

En ocasiones los medios de cultivos se contaminan por ácaros, hongos y/o bacterias. Cuando la infección proviene de la presencia de ácaros, plaga que es muy difícil de eliminar y daña seriamente a los cultivos, ya que ataca sobre todo a huevos y pupas, se recomienda retirar todos los frascos del laboratorio, esterilizarlos en autoclave y adquirir nuevamente las líneas de *Drosophila.* Esta medida en algunos casos no se puede aplicar, por lo que para controlar en forma gradual esta plaga será necesario colocar los frascos en recipientes con agua; de esta forma se impide que los ácaros pasen de un frasco a otro contaminando al resto de los cultivos (se obtienen mejores resultados si se colocan los frascos en una solución de benzoato de bencilo al 20%) y se les mantiene en cuarentena hasta la desaparición de los ácaros; también es indispensable limpiar perfectamente los utensilios y el área de trabajo con una solución de benzoato de bencilo e isopropanol (1:5).

Los cultivos contaminados por hongos reducen a su vez la resistencia a otras plagas, producen esterilidad y algunos ocasionan la muerte de los organismos; la infección aparece como una capa viscosa de tonalidad grisácea-amarillenta-verdosa sobre el medio de cultivo. En todos los casos es necesario mantener en cuarentena los cultivos infectados para evitar la propagación de la plaga.

booksmedicos.org

Tanto en la contaminación ocasionada por ácaros como en la causada por hongos debe examinarse al microscopio a todos los individuos. En el caso de los ácaros deben eliminarse los ácaros que se encuentren en la platina y revisar las partes superior e inferior de las alas de las moscas, las patas y la placa genital, además de examinar cuidadosamente el pincel con el que se les manipula. Una vez terminado el trabajo con los cultivos contaminados es conveniente desinfectar el pincel con alcohol y limpiar el microscopio con un algodón humedecido con alcohol. Para prevenir este tipo de infecciones se recomienda la limpieza periódica del área y los utensilios de trabajo cada vez que se labore con las líneas. En caso de adquirir nuevas líneas de otros laboratorios revíselas al microscopio cuidadosamente y manténgalas separadas durante la cuarentena para evitar la contaminación de cualquier tipo.

PROPAGACIÓN DE LÍNEAS DE *DROSOPHILA*

Para la propagación de las líneas es necesario:

1. Examinar cuidadosamente cada mosca de la línea de interés cada vez que siembre nuevos cultivos, para detectar cualquier contaminación por moscas de otras líneas y prevenir la pérdida de los marcadores.
2. Para sembrar nuevos cultivos se colocan de 30 a 40 parejas de moscas por frasco; en caso de utilizar tubos homeopáticos, de 10 a 15 parejas. Las moscas eterizadas no deben caer sobre el medio de cultivo, de lo contrario quedarán pegadas al medio antes de recuperarse.
3. Cada frasco debe etiquetarse indicando el (los) marcador(es) de la línea y la fecha de la siembra.
4. Después de 5 días de realizada la siembra se deben retirar de los frascos a los progenitores para evitar que se confundan con la descendencia.
5. Las moscas deben transferirse a medio fresco cada 15 días si los cultivos se mantienen a 25°C.
6. Se recomienda mantener como mínimo 2 frascos de cada línea.

Es importante no guardar los cultivos por mucho tiempo para evitar la contaminación por hongos y/o bacterias, así como lavar los frascos inmediatamente. Sólo pueden transvasarse directamente los cultivos a frascos con medio de cultivo fresco cuando éstos **no** se **encuentren contaminados** y siempre y cuando la generación anterior haya sido revisada con el microscopio.

CRUZAS EXPERIMENTALES ENTRE MOSCAS QUE PERTENECEN A LÍNEAS DIFERENTES

Para realizar una cruza se requiere:

1. Sembrar las líneas de las que se obtendrán hembras y machos. Mantenga los cultivos a 25°C y 60% de humedad relativa.
2. A los 10 días empezará a emerger la descendencia* de cada una de las líneas; separe en frascos

* No es necesario separar a los machos sino hasta el día en que se realice la cruza progenitura.

booksmedicos.org

independientes a las ♀ ♀ vírgenes de la línea de interés y a los ♂ ♂ de la otra línea* (véase: Reconocimiento fenotípico del sexo).
3. Se recomienda utilizar una proporción de 3 ♀ ♀ vírgenes por ♂.
4. A los 5 días de realizar la cruza retire a los progenitores para evitar que se confundan con la progenie, la cual empezará a emerger a partir del día 10.

En la figura 13 se muestra un ejemplo de la programación de una cruza experimental hasta la primera generación.

Lunes	*Martes*	*Miércoles*	*Jueves*	*Viernes*	*Sábado*	*Domingo*
				sembrar las líneas de moscas		
		10	11 retirar a los progenitores de las líneas	12	13	14
15 aislar hembras vírgenes	16	17	18 cruza progenitura	19	20	21
22 retirar a los progenitores	23	24	25	26	27	28
29 emerge la descendencia de la cruza progenitura F1	30	31				

Fig. 13. Programación de una cruza experimental hasta la F_1.

* En un medio de cultivo maduro se encuentran moscas de diferentes edades. Las moscas que tienen las alas sin extender y perfectamente plegadas, cuerpo alargado y sin la pigmentación típica han emergido de manera reciente del pupario, mientras que aquellas que muestran las alas totalmente extendidas y presentan una pigmentación distintiva en su cuerpo ya tienen varias horas de haber emergido; esta observación resulta importante cuando se desea separar a los individuos de diferente sexo antes de que copulen.

booksmedicos.org

A continuación se mencionan los diferentes tipos de cruzas que se utilizarán a lo largo de este manual:

Cruza monohíbrida: cruzamiento que involucra alelos de un solo *locus. Cruza dihíbrida:* cruzamiento que involucra alelos de dos *loci* génicos diferentes. *Cruza de prueba:* cruzamiento entre un individuo heterocigoto para uno o más *loci* con un individuo homocigoto* recesivo para los mismos *loci* involucrados.

CUESTIONARIO

1. Mencione las principales características de las diferentes etapas del ciclo de vida de *Drosophila melanogaster.*
2. Realice la disección de una larva de tercer estadio e identifique las diferentes partes que la conforman (véase Cromosomas politénicos).
3. Programe una cruza progenitora y calendarice su mantenimiento hasta la segunda generación filial indicando la línea mutante de la que obtendrá hembras vírgenes y aquella de la que seleccionará a los machos.
4. Con base en el medio de cultivo que utilice indique la importancia de cada ingrediente para el desarrollo adecuado de *Drosophila.*
5. Utilizando la simbología adecuada indique un ejemplo de cruza monohíbrida, dihíbrida y de prueba.

REFERENCIAS

Avers, Ch. J., *Genetics,* Willard Grant Press, 2a. ed., Boston, 1984, 664 pp.

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, Barcelona, 1984, 836 pp.

Corriher, C.M., *Modern Drosophila care,* Carolina Tips 48 (2): 5-6, 1985.

Demerec, M. Ed., *Biology of Drosophila,* Carnegie Institution of Washington, Washington, D.C., Hafner Publishing Co., Nueva York, 1965, 633 pp.

Demerec, M. y B.P. Kaufmann, *Introducción a la genética y citogenética de Drosophila melanogaster,* trad. Bióll. Rodolfo Félix Estrada, Comisión Nacional de Energía Nuclear, Programa de Genética, México, 1962, 55 pp.

Flagg, R.O., *Carolina Drosophila Manual,* Carolina Biological Supply Co., Carolina, 1988, 31 pp.

García, M.E. y A.M. Ochoa, *Manual de prácticas de genética utilizando a Drosophila melanogaster,* Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, México, 1988, 23 pp. Lindsley, D.L. y E.H.

Grell, *Genetic Variations of Drosophila melanogaster,* Carnegie Institution of Washington, Washington, D.C., 1972, 472 pp.

Lindsley, D.L. y G.G. Zimm, *Drosophila Information Service, Computarized Stock List 2,* Hedrick W.P. (Ed.), DIS, 54, 1979, 266 pp.

* Los términos homocigoto y homocigótico se consideran sinónimos y se utilizarán indistintamente en esta obra.

booksmedicos.org

Mertens, T.R. y R.L. Hammersmith, *Genetic laboratory investigations,* Macmillan, 9a. ed., Nueva York, 1991, 263 pp.
Pomerai, D.D., *From gene to animal: An introduction to the molecular development.* Cambridge of University Press. 2a. ed., Nueva York, 1990, 417 pp.
Roberts, D.B., *Drosophila a practical approach,* IRL. Press, Oxford, 1986, 295 pp.
Venitt, S. y J.M. Parry, *Mutagenicity Testing. A Practical Approach.* Aisl Press, Oxford, 1984, 353 pp.
Vogel, E.W., Würgler F.E., Graf. U. y H. Freí, *Drosophila course on somatic assays,* Instituto Nacional de Investigaciones Nucleares (ININ), Salazar, Méx., 1989.
Wilkins, A.S., *Genetic analysis of animal development.* John Wiley and Sons (Eds), Nueva York, 1985, 1500 pp.
Winchester, A.M., *Herencia, una introducción a la genética,* CECSA, México, 1985, 301 pp.
Winchester, A.M., *Genética,* CECSA, México, 1986, 576 pp.
Würgler, F.E., Sobéis F.H. y E. Vogel, *"Drosophila* an assays system for detecting genetic changes", en: Kilbey B.J., Legator M., Nichols W. y Ramel C, *Handbook of mutagenicity test procedures,* 2a. ed. Elsevier Science Pub., 1984.

LECTURAS SUGERIDAS

Ashburner, M., *Drosophila: a laboratory handbook and manual,* Cold Spring Harbor, NY: Cold Spring Harbor laboratory Press., 2 vols., 1989. L'Heritier, P., *La gran aventura de la genética,* Castell Mexicana-CONACYT, México, 1987, 278 pp.

booksmedicos.org

Práctica 1

Nomenclatura y simbología

INTRODUCCIÓN

A partir del surgimiento de la genética, alrededor del año 1900, numerosos genes se han descubierto presentándose algunas dificultades para su designación, por lo mismo, la genética debe ser descriptiva y a la vez no se debe prestar a confusiones. El desarrollo de normas para nombrar y designar a los distintos genes ha sido un proceso más bien independiente en los distintos campos de la genética que involucran a diversos organismos. Así, los símbolos utilizados para indicar los genes, alelos y genotipos son diferentes en procariontes y eucariontes y aun entre las diferentes especies de eucariontes.

Una designación aceptada para los dos alelos de un gene es emplear una letra itálica mayúscula para designar al alelo dominante y la misma letra pero minúscula para su forma alternativa recesiva. Por ejemplo, *A* designará al alelo dominante y a al recesivo de la forma alternada *A, a* de un gene.

En el caso particular de *Drosophila,* se emplea simultáneamente la información acerca de las relaciones alélicas: dominancia, recesividad u otras, en combinación con la frecuencia relativa de los diversos alelos en las poblaciones. Así, en el caso del alelo para el color escarlata de los ojos, *st* representa a la forma mutante recesiva y st^+ a la alternativa más frecuente, el alelo silvestre. El superíndice $^+$ indica al alelo silvestre y se emplea independientemente de si éste es dominante o recesivo. El *locus* para alas rizadas *Cy* tiene un alelo mutante dominante *Cy* y un alelo silvestre recesivo Cy^+; cabe indicar que cuando la forma mutante es la dominante, el alelo silvestre recesivo se indica con la misma letra itálica en forma mayúscula pero con el superíndice $^+$. En síntesis, los símbolos indican si la forma mutante es dominante o recesiva y cuál alelo es el de tipo silvestre.

En caso de presentarse alelos múltiples de un gene, éstos se distinguen mediante superíndices, como es el caso de la serie de alelos del *locus* para ojos color blanco en *Drosophila, w.* El alelo tipo silvestre w^+ es dominante sobre todos los demás; otros alelos de la serie son w^a (albaricoque), w^{ch} (cereza), w^{co} (coral), w^e (eosina), w^h (miel), entre otros.

Es una práctica frecuente denotar de manera abreviada al alelo silvestre como +, identificando al gene involucrado por los alelos mutantes, como *st, B, w.*

Para indicar el genotipo específico de una mosca, existen varias opciones que aportan información de los genes involucrados. El genotipo +/+ denota a una mosca silvestre, mientras que w/+ es una mosca heterocigota* para el gen *w.* La línea diagonal indica que los dos alelos se encuentran en cromosomas que tienen el mismo tipo de genes **(cromosomas homólogos);** esta diagonal es particu-

* Los términos heterocigota y heterocigótica se consideran sinónimos y se utilizarán indistintamente en esta obra.

booksmedicos.org

lamiente útil para distinguir a aquellos genes que se encuentran en el mismo cromosoma **(arreglo cis)** de los que se localizan en el cromosoma homólogo **(arreglo trans).** En un individuo con genotipo *y w/+ +* (cis), los dos genes mutantes se encuentran en un cromosoma; si el genotipo fuera *y* 47 + *w* (trans), implicaría que uno de los cromosomas homólogos lleva un alelo mutante y uno silvestre (y +) y el otro homólogo lleva un alelo silvestre y al otro alelo mutante (+ w) de los dos genes involucrados.

Para indicar si los *loci* de los genes involucrados se encuentran en cromosomas homólogos diferentes se emplea punto y coma (;). Así, en el genotipo *y w/+ +* los alelos para color de cuerpo amarillo y ojos de color blanco se encuentran en el mismo cromosoma **(cromosoma 1** o **X),** por lo que se dice que están **ligados** al cromosoma X, mientras que en el genotipo *w/+; e/+* los genes *w y e* pertenecen a los cromosomas 1 (X) y 3, respectivamente (independientes o no ligados).

En caso de que se desconozca la ubicación de los genes en los cromosomas, también es posible escribir los genotipos como *aabb, a+b+, aab+* o cualquier otra combinación de los mismos.

Para indicar el fenotipo en *Drosophila* se utiliza básicamente el mismo símbolo empleado para designar las formas alélicas y de acuerdo con las relaciones de dominancia presentes. Para distinguir el **fenotipo** del **genotipo** de la mosca se acostumbra subrayar doblemente al primero, de esta manera, una mosca con el genotipo *se/se* es homocigótica para el gene recesivo que produce color de ojos sepia y expresará este carácter, por lo que se indicará como *se*, mientras que una *se/+* al ser heterocigótica expresará el fenotipo silvestre dominante + y tendrá ojos de color rojo. Para indicar el fenotipo producido por genes en distintos cromosomas se recurre al empleo .de una coma (,), así, una mosca cuyo genotipo es v/v; *dp/dp; e/+* se indicará *v*, *dp, + y* tendrá ojos de color bermellón, alas truncadas y cuerpo de color silvestre, gris-pardo.

OBJETIVOS

1. emplear la simbología apropiada para designar los diversos marcadores fenotípicos en *Droso phila melanogaster.*
2. Identificar algunos marcadores fenotípicos y asociarlos con la notación correcta.

MATERIAL

1 pareja de moscas tipo silvestre de *Drosophila melanogaster*
12 parejas (♀ y ♂), cada una con alguno de los siguientes marcadores: *w, e, Cy, dp, B, se, W, bw, en, Ser, y , w o* cualquier otro
Eterizador Éter Pincel
Platina de vidrio Micros-
copio de disección Morgue
Tubos homeopáticos con tapón (1 por pareja) Marcador de tinta indeleble Frasco lechero de 'A de litro de capacidad, con tapón

booksmedicos.org

MÉTODO

1. Para cada uno de los marcadores fenotípicos, indique si son dominantes o recesivos con respecto al alelo de tipo silvestre y escriba el símbolo correspondiente a este último.
2. Compare sus respuestas con la información del Apéndice al final de este manual.
3. Clasifique los marcadores de acuerdo con el cromosoma en el que se encuentran y revise el fenotipo que produce cada uno de ellos.
4. Anestesie las moscas (silvestres y mutantes) que deben estar presentes en el mismo frasco lechero.
5. Revise el fenotipo de cada una y asócielos con el gene marcador más probable, comparando cada una de las parejas mutantes con la de tipo silvestre.
6. Localice cada una de las mutaciones en el mapa genético de acuerdo con el cromosoma en el que se encuentran y su posición en el mismo.
7. Escriba el genotipo de cada mosca empleando la simbología correcta.
8. Si es posible, compare sus resultados con los de otras personas.

CUESTIONARIO

1. ¿Cuál sería el fenotipo de una mosca *Cy/+?*
2. ¿Cuál sería el fenotipo de una mosca homóciga para los genes *cn* y *bw?* Consulte el Apéndice.
3. ¿Cómo indicaría el genotipo de una mosca heterócica para *se, vg* y *bw?*
4. ¿Qué gene se localiza en 2-48.0?
5. Indique el nombre de un gene que esté ligado al del inciso anterior y el de un gene independiente. Indique en ambos casos su localización precisa.

TEMAS A INVESTIGAR

1. ¿Cómo se heredan los genes que se localizan en el cromosoma X?
2. ¿Cómo se heredan los genes que se localizan en los autosomas (cromosomas 2 a 4)?
3. ¿Es posible que se expresen simultáneamente dos genes que modifican la forma del ala? Por ejemplo, *Cy y vg.*

REFERENCIAS

Avers, C.J., *Genetics,* Willard Grant Press, 2a. ed., Boston, 1984, 664 pp.
Flagg, R.O., *Carolina Drosophila Manual,* Carolina Biological Supply Co., Carolina, 1988, 31 pp.
Lindsley, D.L. y E.H. Grell, *Genetic Variations of Drosophila melanogaster,* Carnegie Institution of Washington, Washington, 1972, 472 pp. Stansfield, W.D., *Theory and Problems of Genetics,* Schaum's Outline Series, McGraw-Hill, 3a. ed,
Nueva York, 1991, 256 pp.

booksmedicos.org

Práctica 2

Cruzas monohíbrida y dihíbrida

INTRODUCCIÓN

Gregor Mendel reportó en 1865 los métodos básicos de la transmisión de los caracteres hereditarios. Sus estudios con el chícharo *(Pisum sativum)* constituyen el fundamento de la genética moderna. Mendel seleccionó variedades que señalaban rasgos claramente distinguibles en su aspecto y que representaban formas alternativas del mismo carácter, por ejemplo: el color de las flores: púrpura y blanco, la textura de la semilla: lisa o arrugada, el tamaño de la planta: alto o bajo, y otras más. Durante dos años cultivó las distintas variedades con el propósito de separar sólo aquellas en las cuales la progenie siempre mostraba la misma característica que los progenitores, así, plantas con color de flores púrpura sólo producían otras con el mismo color en las flores, o si la semilla que producía a la planta era de textura rugosa, entonces la textura de las semillas de la siguiente generación también era rugosa, con esto estableció el principio de **líneas puras.**

Más adelante realizó cruzas experimentales utilizando inseminación artificial, es decir, colocó polen de una flor color púrpura en el pistilo de una flor blanca y obtuvo semillas que al crecer produjeron únicamente plantas con flores color púrpura. Dejó que las plantas de la primera generación se autopolinizaran y observó que en la segunda generación aparecían tanto flores púrpura como blancas. La proporción fue aproximadamente de 3 púrpura : 1 blanca. Esto indicaba que cada progenitor contribuía de igual manera con uno de los factores hereditarios **(alelo),** de tal forma que cuando en una planta coincidían dos factores alternativos para un mismo rasgo, uno de ellos se comportaba como **dominante** enmascarando al otro, **recesivo;** en la siguiente generación o F_1 las plantas llevaban ambos tipos de alelos, por lo que éstos eran transmitidos a las plantas de la segunda generación filial o F_2. La diferencia numérica en las proporciones encontradas es un reflejo de la dominancia de uno de los alelos sobre el otro, sea *P* el alelo dominante para color de flores púrpura y *p* el recesivo para color blanco.

P		**PP**		**X**			**pp**	
		púrpura					**blanca**	
G		**P**					***p***	
F_1				**Pp**		**100%**		
G			**P**		**p**			
F_1	**X**	**F_1**	**Pp**	**X**		**Pp**		
		púrpura				**púrpura**		

booksmedicos.org

F_2

♀ ♂	P	p
P	PP	Pp
p	Pp	pp

Resumen F_2:

$^1/_4$ PP	púrpura	3/4 púrpura
$^1/_4$ Pp	púrpura	
$^1/_4$ Pp	púrpura	
$^1/_4$ pp	blanca	$^1/_4$ blanca

Cuando en una cruza están involucrados los alelos alternativos de un gene, se le da el nombre de **cruza monohíbrida.** Para cada cruza experimental Mendel llevó cuidadosos registros tanto de las plantas utilizadas como del número y tipo de progenie que producían. Lo anterior hizo evidente que no todas las plantas que tenían el mismo aspecto **(fenotipo)** presentaban también la misma constitución **(genotipo)** ya que en la F_2 todas las plantas con flores color púrpura se veían igual, sin embargo de éstas 1/3 presentaba dos alelos dominantes **(homocigóticas dominantes)** y 2/3 llevaba los dos alelos **(heterocigóticas);** en las plantas blancas los dos alelos debían ser iguales **(homocigóticas recesivas)** ya que al observar el aspecto de los descendientes que generaban estas plantas el color púrpura no se volvía a presentar nuevamente. Lo riguroso de los registros contribuyó al éxito de Mendel; otro hecho importante fue su enfoque cuantitativo. Contó el número de progenies de cada clase con el propósito de descubrir si los portadores de rasgos alternativos aparecían siempre en la misma proporción. A partir de la interpretación de sus observaciones propuso la primera ley de la herencia: **hay una segregación de alelos durante la reproducción sexual.**

La cruza en la cual los progenitores difieren entre sí en dos pares de genes independientes recibe el nombre de **cruza dihíbrida.** En esta cruza la generación F_t está compuesta por individuos dihíbridos, es decir, heterócigos para ambas características y en la F_2 aparecerán todas las posibles combinaciones genotípicas dadas al azar entre los gametos de los individuos F_1. Así, al cruzar plantas con flores de color púrpura y altas *(PP TT)* con otras con flores blancas y enanas *(pp tt),* se obtendrá, al igual que en las cruzas monohíbridas, que todas las plantas de la primera generación muestran fenotipo dominante *(Pp Tt),* pero son portadoras de ambos genes, los cuales serán segregados a las plantas F_2 a través de la reproducción sexual produciendo las siguientes proporciones:

P		*PPTT*	X	*pptt*
		púrpura y alta		blanca y enana
G		*PT*		*pt*
F_1			*PpTt* 100%	
G			*PT*, *Pt*, *pT*, *pt*	
F_1	X	**F_1**	*PpTt* X	*PpTt*
			púrpura alta	púrpura alta

booksmedicos.org

F_2

♀ ♂	PT	Pt	pT	Pt
PT	PPTT	PPTt	PpTT	PpTt
Pt	PPTt	PPtt	PpTt	Pptt
PT	PpTT	PpTt	ppTT	ppTt

Genotipos

Pt	PpTt	Pptt	ppTt	pptt

Frecuencias genotípicas	Fenotipos
1/16 PPTT	púrpura y alta
2/16 PPTt	púrpura y alta
1/16 PPtt	púrpura y enana
2/16 PpTT	púrpura y alta
4/16 PpTt	púrpura y alta
2/16 Pptt	púrpura y enana
1/16 ppTT	blanca y alta
2/16 ppTt	blanca y alta
1/16 pptt	blanca y enana

Resumen de la F2:

9/16		púrpura y alta
3/16	P_T_	púrpura y enana
3/16	P_tt_	blanca y alta
1/16	pp tt	blanca y enana

Lo anterior se explica mediante la segunda ley de la herencia postulada por Mendel: **miembros de diferentes pares de alelos se distribuyen independientemente durante la reproducción sexual.**

El método mendeliano de análisis genético todavía se utiliza; en realidad, este fue el único método de análisis genético hasta el desarrollo de la genética molecular en la década de los cincuentas.

OBJETIVOS

1. Analizar el método básico de transmisión de los caracteres hereditarios, cuando interviene un solo par de características contrastadas.

2. Demostrar la segunda ley de Mendel utilizando a la mosca de la fruta *Drosophila melanogaster.*

MATERIAL

100 ♀ ♀ vírgenes de la línea ebony (***e***)
50 ♂ ♂ de tipo silvestre (+)

booksmedicos.org

50 ♂ ♂ de la línea vg
Eterizador
Éter etílico
Platina de vidrio
Pincel
Microscopio de disección
Marcador indeleble
8 frascos con medio de cultivo fresco

MÉTODO

1. Anestesie a las hembras vírgenes de la línea "ebony" para color de cuerpo ébano y revise su aspecto con ayuda del microscopio de disección. Compare el color de su cuerpo con las moscas de tipo silvestre. Haga lo mismo con los machos con las alas vestigiales. En todos los casos verifique que las moscas presentan el fenotipo apropiado.
2. En dos frascos de cultivo con medio fresco coloque 25 parejas de ♀ ♀ vírgenes "ebony" X 25 ♂ ♂ tipo silvestre en cada uno. Márquelo como *cruza monohíbrida*.
3. En otros dos frascos coloque 25 parejas de ♀ ♀ "ebony" *X* ♂ ♂ "vestigial" en cada uno de ellos. Márquelo como *cruza dihíbrida*.
4. Después de cinco días retire a los progenitores de ambas cruzas; puede desecharlos en la morgue o transferirlos a frascos con medio fresco los cuales servirán como repeticiones en caso de que en los primeros no se obtenga un número adecuado de organismos o se contaminen.
5. A los doce días de iniciadas las cruzas progenitoras, saque por separado a las moscas F_1 y obsérvelas sin sobreeterizar con ayuda del microscopio. Ponga especial atención en el color de los cuerpos en la primera y de las alas en la segunda; registre sus observaciones utilizando los formatos anexos.
6. Para cada cruza por separado siembre en dos frascos con medio fresco 25 parejas de la F_1 en cada uno y repita lo indicado en el punto 4.
7. Diez días después de la cruza F_1 X F_1, emergerá la segunda generación filial o F_2 de ambas cruzas. Registre los fenotipos obtenidos y anote cuáles son, así como el número de moscas que presentan cada uno de ellos.
8. Observe y registre el fenotipo de las moscas F2 durante un periodo máximo de siete días a partir de que empezaron a emerger los adultos, y elimine las moscas una vez terminado el análisis.
9. Aplique la prueba de X^2 a los resultados obtenidos en ambas cruzas para determinar si los resultados se ajustan a las proporciones fenotípicas esperadas para una cruza monohíbrida en el primer caso (3 : 1) y una dihíbrida en el segundo (9 : 3 : 3 : 1) .
10. Compare el valor calculado con una tabla de X^2 a 0.95 de confianza y 1 grado de libertad para la cruza monohíbrida y 3 grados de libertad para la dihíbrida. El número de grados de libertad está dado por el número de eventos (n) menos 1 (n - 1).

CUESTIONARIO

1. ¿En qué consiste una retrocruza?
2. ¿Cuál es el esquema de una cruza de prueba?

booksmedicos.org

3. ¿Qué postulan la primera y segunda leyes de Mendel?
4. Proponga una cruza monohíbrida diferente a la realizada.
5. ¿Qué resultados se esperarían si hiciera una cruza recíproca, es decir, si cruzara hembras silvestres con machos "ebony"?
6. ¿Qué es un dihíbrido?
7. Defina el término cruza dihíbrida.
8. ¿Qué frecuencias genotípica y fenotípica se esperan en una cruza dihíbrida?
9. ¿Los resultados obtenidos en cada una de las cruzas fueron concordantes con los esperados en teoría?
10. ¿Qué esperaría obtener si cruzara por separado ♀ ♀ vírgenes "ebony" X ♂♂ tipo silvestre y ♀ ♀ vírgenes "vestigial" X ♂ ♂ tipo silvestre?
11. Realice las siguientes cruzas dihíbridas hasta obtener la F_2, anote sus proporciones fenotípicas y genotípicas respectivas: a) ♀ ♀ con alas truncadas "dumpy" y ojos "sepia" X ♂♂ de tipo silvestre y *b)* ♀ ♀ de tipo silvestre con ♂ ♂ con ojos rugosos "rough" y cuerpo negro "black".

TEMAS A INVESTIGAR

1. Leyes de Mendel.
2. Cruza monohíbrida.
3. Describir y localizar la ubicación de dos mutaciones autosómicas diferentes en *Drosophila melanogaster*.

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, Barcelona, 1984, 836 pp.

Demerec, M. Ed., *Biology of Drosophila,* Hafner Publishing Co., 1965, 632 pp. García, M.E. y A.M. Ochoa, *Manual de prácticas utilizando a Drosophila melanogaster,* Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, México, 1988, 23 pp.

Flagg, R.O., *Carolina Drosophila Manual,* Carolina Biological Supply Co., Carolina, 1988, 31 pp.

Lindsley, D.L. y E.H. Grell, *Genetic Variations of Drosophila melanogaster,* Carnegie Institution of Washington, Washington, 1972, 472 pp. Venitt, S. y J.M. Parry Eds., *Mutagenicity Testing.* A Practical Approach. Irl Press, Oxford, 1984, 353 pp.

LECTURAS SUGERIDAS

L'Heritier, P., *La gran aventura de la genética,* Castell Mexicana-CONACYT, México, 1987, 278 pp.

Salamanca, F., *El olvidado monje del huerto. Gregor Mendel,* Pangea-CONACYT, México, 1988, 120 pp.

Winchester, A.M., *Herencia, una introducción a la genética,* CECSA, México, 1985, 301 pp.

Winchester, A.M., *Genética,* CECSA, México, 1986, 576 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA MONOHÍBRIDA

Cruza **P** ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo: X
Fenotipo:
Gametos **P**:

F_1 ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
F_1 X F_1 X

Gametos:

F_2

♀ ♂			

Fenotipos	*Valores*	
	Observados	*Esperados*

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA DIHÍBRIDA

Cruza **P**	♀ ♀		♂ ♂
Genotipo:		X	
Fenotipo:			
Gametos **P**:			
F_1	♀ ♀		♂ ♂
Genotipo:			
Fenotipo:			
F_1 X F_1		X	
Gametos:			

Gametos:

Cuadro de Punnett para cruzas dihíbridas

♀♀ ♂♂				

Fenotipos	*Valores*	
	Observados	*Esperados*

booksmedicos.org

Práctica 3

Genes letales

INTRODUCCIÓN

Los alelos representan las diferentes formas alternativas de los genes y son el producto de múltiples y diversos cambios en la información original de éstos. En ocasiones, los eventos de mutación dan por resultado la aparición de formas alélicas que confieren cierta ventaja a los organismos portadores; sin embargo, también se producen cambios en los genes que alteran de tal forma a los organismos que reducen sus expectativas de supervivencia.

Los genes que producen una viabilidad tan baja que prácticamente todos los organismos que los tienen mueren, se llaman **genes letales.** Algunos de ellos se expresan al principio de la formación del nuevo ser, por ejemplo, los hay que interfieren con la primera división del cigoto y ocasionan la muerte después de la fertilización; otros impiden la supervivencia del embrión cuando éste es una masa microscópica de células; algunos pueden expresarse cuando el embrión se encuentra totalmente formado. Otros inclusive ejercen su efecto cuando el organismo acaba de nacer o en las primeras etapas de crecimiento.

Los genes letales se clasifican en dos grandes grupos: **dominantes y recesivos.** Los segundos ocasionarán la muerte sólo de aquellos organismos que lleven dos alelos idénticos para el gene, por lo que son difíciles de detectar ya que en muchas ocasiones no completan el desarrollo y no son evidentes en los organismos heterócigos, quienes los transmiten a sus descendientes por lo que su presencia tiene repercusiones aun a nivel de la población.

En cada generación la descendencia del apareamiento de dos heterócigos producirá 1/4 de homócigos no portadores: 1/2 de heterócigos y 1/4 de homócigos recesivos (mueren). El resultado de la cruza monohíbrida en un organismo hipotético ejemplifica este caso: la letra *A*, representa al alelo de tipo silvestre, y *a,* al alelo letal recesivo:

Cruza: Aa X Aa

♀♀ \ ♂♂	1/2 A	1/2 a
1/2 A	1/4 AA	1/4 Aa
1/2 a	1/4 Aa	1/4 aa*

Algunos genes tienen una expresión fenotípica que es viable en condición heterocigota, pero resulta letal en condición homocigota. Por ejemplo, en cierta raza de ganado existe un gene que

booksmedicos.org

cuando se presenta en condición homocigótica produce un ternero llamado "bulldog", el cual tiene las patas cortas y la cabeza achatada que le da el aspecto de un perro de esa raza, aunado a otras alteraciones que provocan su muerte poco después del nacimiento; en condición heterocigótica se obtienen terneros portadores viables con patas poco reducidas y la mayoría de las características normales. La letra *B* representa al alelo mutante y *b* al normal en la siguiente cruza de dos portadores:

Cruza: Bb X Bb

♀♀ \ ♂♂	$^1/_2$ B	$^1/_2$ B
$^1/_2$ B	$^1/_4$ BB*	$^1/_4$ Bb
$^1/_2$ b	$^1/_4$ Bb	$^1/_4$ bb

* muere

Los organismos con la combinación *BB* morirán y los *bb* serán normales, mientras que los *Bb* serán portadores y viables aunque distinguibles fenotípicamente por el ligero acortamiento de las patas.

Se observa que estos genes no son totalmente dominantes pues el heterocigoto vive aunque sí expresa un fenotipo distintivo. A este tipo de genes se les designó como **letales incompletos.** Si se analiza por separado la expresión morfológica y la letalidad se verá que para la primera se comporta como un gene dominante, mientras que para la segunda como recesivo; sin embargo, debido a que $^1/_4$ *(BB)* de los portadores mueren, las proporciones fenotípicas en los organismos que se recobran se modifican a 2/3 con el fenotipo dominante y 1/3 con el recesivo.

Expresión morfológica	*Combinación genotípica*	*Letalidad*
2/3 muestran el fenotipo	$^1/_4$ BB	$^1/_4$ muere
	$^1/_2$ Bb	
1/3 normal	$^1/_4$ bb	$^3/_4$ viables

OBJETIVO

Observar el patrón de herencia de un gene letal dominante en *Drosophila melanogaster*

MATERIAL

50 ♀♀ vírgenes y ♂♂ heterocigotos para el gene "Curly", *Cy**
25 ♂♂ de tipo silvestre
4 frascos con medio de cultivo fresco

* Consulte la descripción del marcador al final de este manual.

booksmedicos.org

Eterizador
Éter etílico
Pincel
Platina
Marcador indeleble
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Observe el aspecto de las alas de las moscas "Curly" y de tipo silvestre.
2. Coloque 25 ♀♀ vírgenes "Curly" y 25 ♂♂ "Curly" en un frasco con medio de cultivo; ésta será la cruza 1.
3. Coloque el resto de las hembras con 25 ♂ ♂ de tipo silvestre, cruza 2.
4. Después de cinco días retire y deseche a los progenitores, conserve los frascos a 25°C.
5. En cuanto la progenie de ambas cruzas haya emergido, revíselas con ayuda del microscopio y anote el fenotipo y número de moscas de las dos cruzas.
6. Compare los resultados de ambas cruzas.
7. Aplique la prueba de X^2 para determinar si las frecuencias obtenidas concuerdan con las esperadas para estos genes.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué nombre recibe la cruza 2?
2. ¿Qué proporciones fenotípicas obtuvo en ambas cruzas?
3. ¿Cómo podría mantener un cultivo de moscas *Cyl*
4. ¿A qué se le llama cromosoma balanceador?
5. ¿Qué función tienen los cromosomas balanceadores en el mantenimiento de genes letales dominantes?
6. ¿Se podrían utilizar para conservar genes letales recesivos?
7. ¿Qué obtendría si cruza ♀ ♀ con ojos de color blanco (w) con ♂ ♂ de alas rizadas hacia arriba (Cy)?
8. ¿Qué obtendría si cruza ♀ ♀ con el gene dominante diqueta *(D)* (las alas se mantienen en un ángulo de 45° con respecto al cuerpo) con ♂ ♂ que tienen el gene dominante antenapedia *(Anp)* (se forman patas en lugar de las antenas); ambos se localizan en el cromosoma 3 de *Drosophila.*

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.
Avers, C.J., *Genetics,* PWS Publishers, 2a. ed., Boston, 1984, 644 pp.
Burns, G.W., *The Science of Genetics: an Introduction to Heredity,* Macmillan, Publishing. Co., Nueva York, 1976, 491 pp.
Sánchez M.E., *Genética,* Omega, Barcelona, 1982, 501 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO DE LAS CRUZAS DE GENES LETALES DOMINANTES

Cruza **P_1** ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos **P_1** :

Cruza 1

♀ ♀ ♂ ♂		

Cruza **P_2** ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos **P_2** :

Cruza 2

♀ ♀ ♂ ♂		

booksmedicos.org

Registro de las progenies

Fenotipo	*Cruza 1*	*Cruza 2*
Curly		
silvestre		
Total		

booksmedicos.org

Práctica 4

Interacción génica

INTRODUCCIÓN

No todas las interacciones entre alelos de *loci* diferentes **(no alélicas)** implican modificación de la expresión de un *locus* por otro **(epistasis).**

Se considera que dos *loci* génicos actúan de manera independiente uno del otro, pero si la expresión de ambos afecta a la misma característica, entonces pueden interactuar entre sí para producir fenotipos particulares, diferentes a los que se presentarían en los organismos si sólo se expresara uno de ellos; este proceso se conoce como **interacción génica.**

Es importante mencionar que el fenotipo no es necesariamente la expresión directa de los genes, más bien, estos últimos producen proteínas, las cuales tendrán funciones estructurales o enzimáticas, de ahí que la interpretación de la interacción génica es posible sólo dentro de un contexto de interacciones entre productos génicos. De manera adicional, la actividad de las proteínas puede ser modificada por el ambiente.

Existen diversos ejemplos que muestran el fenómeno de interacción génica. Uno de ellos es la coloración de los ojos de *Drosophila melanogaster,* cuyo mecanismo, en forma resumida es el siguiente:

El ojo de color rojo en la línea silvestre resulta de la presencia y producción independiente de dos pigmentos, rojo y café. Estos pigmentos son producto de patrones metabólicos independientes, las modificaciones en un patrón, dadas por eventos de mutación, no alteran la producción de pigmento del otro. Sin embargo, el color final del ojo es influido por la ausencia de cualquiera de los dos pigmentos. Un tipo de mutación en la ruta de producción del pigmento rojo *(bw)* en organismos homocigotos, bloquea la síntesis de pigmento rojo, dando por resultado individuos con ojos cafés. Por otro lado, una mutación en la ruta metabólica del pigmento café *(sí)* bloquea en condición homocigótica la síntesis del pigmento café, de tal modo que el color de ojo final es rojo-naranja brillante.

Así, cuando ambas rutas de producción de pigmento, rojo y café, están bloqueadas, en la condición doblemente homocigota, se producen individuos con ojos de color blanco.

OBJETIVO

Estudiar la interacción de diferentes *loci* que codifican para el color de ojos de *D. melanogaster.*

booksmedicos.org

MATERIAL

30 ♀ ♀ vírgenes de la línea *en bw*
30 ♂ ♂ de tipo silvestre
2 frascos con medio de cultivo
Éter y eterizador
Pincel
Platina de vidrio
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Anestesie a las ♀ ♀ vírgenes y colóquelas sobre la platina, observe al microscopio, ponga especial atención en la coloración de los ojos. Anote sus observaciones. Realice la misma operación con los machos.
2. Coloque 15 parejas en cada frasco.
3. Cinco días después retire a los progenitores y espere a que los individuos de la F_1 completen su desarrollo.
4. A los doce días de iniciada la cruza, saque a los organismos de la F_1 del frasco; anestésielos y observe el color de los ojos; anote sus observaciones.
5. Coloque 15 parejas en cada uno de dos frascos con medio de cultivo para permitir la cruza F_1 X F_1 y así obtener la F_2.
6. Realice el mismo procedimiento que en los pasos 3 y 4.
7. Aplique la prueba de X^2 a los resultados obtenidos para determinar si los resultados se ajustan a las proporciones fenotípicas esperadas para una cruza dihíbrida (9 : 3 : 3 : 1) .
8. Compare el valor calculado con una tabla de X^2 a 0.95 de confianza y 3 grados de libertad.

CUESTIONARIO

1. ¿Observó alguna diferencia en el color de los ojos de las tres diferentes generaciones que analizó? Si así fue, ¿en qué consistió?
2. ¿Cuántos tipos diferentes de coloración encontró en los progenitores, en organismos de la F_1, en los de la F_2?
3. ¿Cuál es la proporción de individuos por color de ojo de la F_2?
4. ¿Qué explicación puede dar a sus observaciones?
5. ¿A qué se llama interacción génica?
6. ¿Qué diferencias encuentra entre los resultados que se obtienen en una cruza dihíbrida que involucra dos rasgos diferentes (por ejemplo, forma de alas y color de cuerpo) y los de una cruza dihíbrida con interacción génica?
7. ¿Qué diferencias encuentra entre interacción génica y epistasis?
8. Describa otros ejemplos de interacción génica en *Drosophila.*
9. Mencione dos ejemplos de interacción génica en organismos diferentes a *D. melanogaster.*

booksmedicos.org

TEMAS A INVESTIGAR

1. Diferentes ejemplos de interacción génica en varios organismos.
2. Efectos de la interacción génica en la viabilidad y la fecundidad.

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.
Brewer, G.J. y C.F. Sing, *Genetics,* Addison-Wesley Publishing Company, Londres, 1983, 729 pp.
Gardner, E.J., *Principios de genética,* Limusa, 2a. ed., México, 1976, 551 pp.
Jenkins, J.B., *Genética,* Reverte, México, 1982, 775 pp.
Suzuky, D.T., Griffiths, A.J.F., Miller, J.H. y R.C. Lewontin, *An Introduction to Genetic Analysis,* W.H. Freeman, 3a. ed., Nueva York, 1986, 612 pp. Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA

Cruza **P**	♀ ♀		♂ ♂
Genotipo:		X	
Fenotipo:			
Gametos **P**:			
F_1	♀ ♀		♂ ♂
Genotipo:			
Fenotipo:			
F_1 X F_1		X	
Gametos:			

Cuadro de Punnett para cruzas dihíbridas

♀ ♀ ♂ ♂				

	Valores	
Fenotipos	*Observados*	*Esperados*

booksmedicos.org

Práctica 5

Epistasis

INTRODUCCIÓN

El fenotipo es el conjunto de características o rasgos distintivos que presenta un organismo; éstos pueden ser aparentes a simple vista como el color, tamaño y textura del pelaje o bien, no ser evidentes como los niveles de actividad enzimática de una rata metabólica particular. En tales casos es necesario recurrir al empleo de técnicas o instrumental especial para su identificación. De esta manera, se considera que el fenotipo es el resultado de productos génicos que se expresan en el ambiente en el que se encuentra el organismo. Este ambiente incluye tanto factores físicos externos como la temperatura y la calidad o cantidad de luz, así como factores internos como las **hormonas y enzimas** cuya estructura es determinada por los genes. Estas últimas llevan a cabo funciones catalíticas y controlan la separación o la unión de moléculas diversas. Así, un fenotipo particular es el producto de la acción específica de las enzimas en cada paso de las **rutas biosintéticas** y por tanto, éste es susceptible a la alteración en cualquiera de los pasos de transformación de las sustancias precursoras hasta que se completa la ruta.

Las interacciones posibles entre los genes se han agrupado en dos grandes tipos: el primero se conoce como **interacción génica** y consiste en la participación de dos o más genes no alélicos cuyos productos finales son elaborados en rutas biosintéticas diferentes, y cada uno contribuye a la misma característica. El segundo es denominado **epistasis;** se distingue del anterior porque en este caso ocurre un efecto de enmascaramiento que un *locus* génico **(epistático)** ejerce sobre la expresión de otro **(hipostático).** Una consecuencia del efecto de enmascaramiento es la modificación numérica de la proporción fenotípica clásica para una cruza dihíbrida que involucra a dos genes independientes: 9/16,3/16,3/16, 1/16.

Entre los tipos de epistasis se encuentra la **dominante,** la cual modifica la proporción anterior a 12/16 : 3/16 : 1/16, y la **recesiva,** que produce 9/16 : 3/16 : 4/16. Además de las anteriores es posible que se presenten combinaciones entre estos dos tipos principales. Por ejemplo, la existencia de dos patrones epistáticos dominantes produce una proporción 15:1, la de dos recesivos da 9:7 y la coincidencia de epistasis dominante y recesiva, 13:3.

OBJETIVO

Identificar el tipo de interacción que presentan dos genes que modifican la forma de las alas de *Drosophila.*

booksmedicos.org

MATERIAL

50 ♀ ♀ vírgenes de la línea "dumpy", alas truncadas (*dp*)
50 ♂ ♂ de la línea "vestigial", alas vestigiales (*vg*)
6 frascos con medio de cultivo fresco
Eterizador y éter etílico
Pincel
Microscopio de disección
Platina de vidrio

MÉTODO

1. Observe con ayuda del microscopio de disección el fenotipo de las hembras y los machos que utilizará para la cruza progenitura; haga un dibujo de la forma de las alas de cada línea de moscas.
2. Proceda a realizar la cruza progenitura colocando 25 ♀ ♀ vírgenes *dp/dp* y el mismo número de machos *vg/vg* en cada uno de dos frascos.
3. Elimine a los progenitores después de 5 días para evitar que se confundan con la progenie.
4. Una vez que obtenga la descendencia, proceda a examinar el fenotipo que presentan las moscas y haga un dibujo de la forma de las alas. Registre sus observaciones.
5. En dos frascos con medio de cultivo fresco coloque 25 parejas de la F_1; repita el punto 3.
6. A los doce días aproximadamente saque a las moscas de la generación F_2 y obsérvelas registrando los fenotipos y el número de moscas que obtuvo en cada uno de ellos.
7. De acuerdo con la proporción fenotípica esperada en la F2, calcule la desviación de los datos observados utilizando la prueba estadística de X^2.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué tipo de epistasis se presenta entre los genes para alas truncadas y para alas vestigiales?
2. ¿Cuál es el gene epistático y cuál el hipostático? Explique.
3. ¿Cómo distinguiría entre el patrón de interacción génica y el que obtuvo en esta práctica?
4. ¿Qué diferencias encuentra entre la dominancia y recesividad y la epistasis recesiva?
5. ¿Se modificarían los resultados si el gene que produce alas truncadas fuera dominante? Indíquelo con base en las proporciones fenotípicas que se obtendrían.

TEMAS A INVESTIGAR

1. Determinación del color de los ojos en los seres humanos.
2. Empleo de los patrones epistáticos en la producción de alimentos.

booksmedicos.org

REFERENCIAS

Lindsley, D.L. y E.H. Grell, *Genetic Variations of Drosophila melanogaster,* Carnegie Institution of Washington Publ. 627, Washington, 1972, 472 pp.

Winchester, A.M., *Herencia, una introducción a la genética,* CECSA, México, 1985, 301 pp.

HOJA DE REGISTRO

Cruza **P** ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos **P**:

F_1 ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:

F_1 X F_1 X

Gametos:

Cuadro de Punnett para cruzas dihibridas

♀ ♀ ♂ ♂				

Proporción F_2

9/16_____
3/16_____
3/16_____
1/16_____

F2 observada:

Fenotipo	*Número*	*Proporción*

booksmedicos.org

HOJA DE REGISTRO

Cruza P ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos P:

F_1 ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:

Fenotipo:

F_1 X F_1

Gametos:

Cuadro de Punnettpara cruzas dihibridas

♀ ♀ ♂ ♂				

Proporción F2

9/16_____
3/16_____
3/16_____
1/16_____

F2 observada:

Fenotipo	*Número*	*Proporción*
Total		

booksmedicos.org

Práctica 6

Herencia ligada al sexo

INTRODUCCIÓN

En 1903 Sutton propuso la Teoría Cromosómica de la Herencia, la cual estipula que los genes se encuentran en los cromosomas; sin embargo, no fue sino hasta 1910 que se aportaron evidencias experimentales en apoyo a esta teoría.

La aparición espontánea de una mosca macho de ojos color blanco en un cultivo silvestre marcó el inicio de las investigaciones de Thomas Hunt Morgan. Al cruzar el macho de ojos blancos con hembras de ojos rojos, Morgan encontró que en la F_1 toda la descendencia tenía ojos rojos y en la F_2 obtuvo aproximadamente 1/2 de hembras con ojos rojos: 'A de machos con ojos rojos y 1/4 de machos con ojos blancos. Estos resultados fueron consecuentes con lo esperado de acuerdo con las Leyes de la Herencia de Mendel, es decir, la primera generación de tipo silvestre (carácter dominante) y en la F_2 3/4 de los organismos muestran el rasgo dominante, y 1/4 el recesivo; en este caso, los ojos de color blanco. Sin embargo, llamó la atención de Morgan que todas las moscas que mostraban el carácter "ojos blancos" eran machos.

La comprensión de los mecanismos de determinación del sexo permite explicar los resultados encontrados por Morgan. La hembra de *Drosophila* tiene dos cromosomas X (XX), mientras que el macho presenta un X y un Y (XY). Si la característica para el color de los ojos blancos se localiza en el cromosoma X, entonces éste será heredado al mismo tiempo que se segrega el cromosoma X. Ya que las hembras reciben un cromosoma X de origen materno y uno de origen paterno, se requiere que ambos lleven la información de la característica recesiva para que las hembras la expresen fenotípicamente. En el caso de los machos, éstos reciben un cromosoma X de origen materno y un Y de origen paterno; ya que no existe homología entre los *loci* de la mayor parte de estos cromosomas, los machos no pueden ser homocigóticos ni heterocigóticos para los genes del cromosoma X. Por lo anterior, a los genes que se localizan en el cromosoma X se les llama **genes ligados al X** o **genes ligados al sexo.** Así, los machos son **hemicigotos** o **hemicigóticos** para los genes ligados al sexo y expresarán la información que reciban para cada uno de estos genes de manera directa, sin importar el patrón dominante o recesivo de los mismos.

A los cromosomas involucrados en la determinación del sexo se les denomina **cromosomas sexuales** para distinguirlos de los **autosomas.**

La siguiente investigación de Morgan consistió en determinar si las hembras podrían expresar también el fenotipo mutante, para lo cual realizó una **cruza de prueba,** es decir, cruzó hembras de la F_1 con ojos rojos con el macho progenitor de ojos blancos y encontró 1/4 hembras con ojos rojos: 1/4 machos con ojos rojos: 'A hembras con ojos blancos: 1/4 hembras con ojos blancos; de lo que

booksmedicos.org

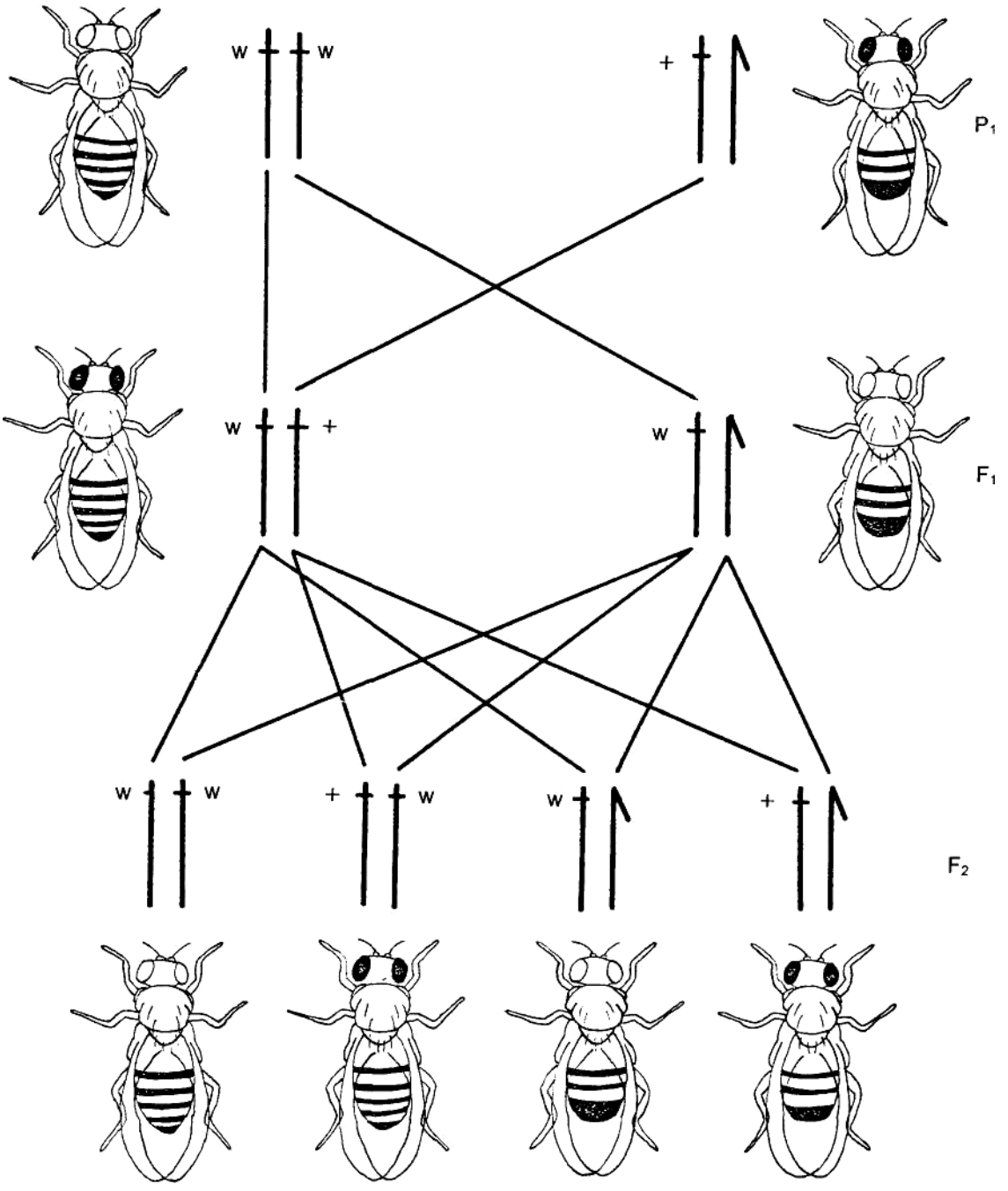


Fig. 14. Cruzamiento entre *Drosophila* para mostrar la herencia ligada al sexo. Hembra de ojos blancos (white) y machos de ojos rojos (white^{+} o +).

booksmedicos.org

concluyó que el carácter de ojos blancos se expresaba tanto en hembras como en machos. La figura 14 muestra el resultado de la **cruza recíproca** para el gene de ojos blancos. En este esquema la hembra progenitura tiene el fenotipo recesivo y el macho es de tipo silvestre. Debido al patrón de herencia cruzado distintivo de los genes ligados al sexo, los machos F_1 presentarán los ojos de color blanco, igual que la hembra progenitora ya que ésta proporciona el cromosoma X al macho F_1 y, en este caso, lleva el alelo recesivo en ambos cromosomas X; en la F_2 se obtendrán las mismas proporciones fenotípicas para ojos blancos y rojos tanto en hembras como en machos, o sea habrá 1/4 de cada uno de ellos.

OBJETIVO

Estudiar el patrón de herencia de los genes ligados al sexo en *Drosophila melanogaster.*

MATERIAL

50 ♀ ♀ vírgenes y 50 ♂ ♂ de la línea "white", (w)
50 ♀ ♀ vírgenes y 50 ♂ ♂ de tipo silvestre
Microscopio de disección
Platina de vidrio
Pincel
Frasco gotero con éter
Eterizador
8 frascos con medio fresco
Marcador indeleble

MÉTODO

1. Realice una cruza progenitora utilizando hembras vírgenes de tipo silvestre y machos con los ojos blancos; coloque 25 parejas por frasco, siembre dos frascos e indique en ellos la cruza.
2. Haga lo mismo para la cruza recíproca: hembras vírgenes con ojos blancos y machos de tipo silvestre.
3. Al quinto día elimine a los progenitores y espere a que emerja la progenie.
4. Una vez obtenida la F_1, observe el fenotipo de las hembras y el de los machos de cada una de las cruzas. Anote sus observaciones en la hoja de registro.
5. Haga la cruza F_1 X F_1 tanto para la cruza del punto 1 como para la cruza recíproca del punto 2; para esto coloque 25 parejas por frasco, siembre dos frascos por cada una.
6. Repita lo indicado en el punto 3.
7. Una vez que emerja la F_2, a los 12 días aproximadamente, observe con ayuda del microscopio de disección el sexo y fenotipo de cada mosca. Anote sus datos en la hoja de registro.
8. Determine en ambas cruzas si los resultados obtenidos corresponden con las proporciones teóricas esperadas para genes ligados al sexo, utilice la prueba de X^2 con un valor de $P < 0.05$.

booksmedicos.org

CUESTIONARIO

1. ¿Qué diferencias encontró en los fenotipos y el número de éstos en la F_1 y la F_2 en las dos cruzas? Explique.
2. ¿Los resultados obtenidos se ajustaron a lo esperado de acuerdo con la teoría? Si no fue así, proponga una explicación para lo anterior.
3. ¿Qué semejanzas encuentra entre la F_1 de la cruza recíproca y una cruza de prueba?
4. Mediante un esquema diga en qué consiste el patrón cruzado de herencia.
5. ¿De qué manera afectaría la presencia de un cromosoma extra en la producción de los gametos?
6. ¿Los genes ligados al X tienen *loci* homólogos en el cromosoma Y?
7. ¿Qué proporciones genotípica y fenotípica se obtendrían al cruzar una hembra con el gene recesivo ligado al sexo que produce ojos blancos *(w)* y el gene autosómico recesivo para el color del cuerpo ébano (e), con un macho con genes de tipo silvestre para ambas características

TEMAS A INVESTIGAR

1. Características ligadas al X en los seres humanos
2. Herencia holándrica
3. Ligamiento incompleto al sexo
4. Genes limitados al sexo
5. Genes influidos por el sexo

REFERENCIAS

Ayala, T.F. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.

Demerec, M.E. y B.P. Kaufman, *Introducción a la genética y citología de Drosophila melanogaster,* Centro Nal. de Energía Nuclear, México, 1962, 55 pp.

Flagg, R.O., *Carolina Drosophila Manual,* Carolina Biological Supply Co., Carolina, 1988, 31 pp.

Gardner, E.J., *Principios de genética,* Limusa, 2a. ed., México, 1976, 551 pp. Lille, J., *Biología,* ECLASA, México, 1970, 235 pp.

Salceda, M.V. y A.J. Gallo, *Genética de Drosophila, técnicas de laboratorio,* Limusa, México, 1984, 99 pp.

Winchester, A.M., *Genética,* Continental, México, 1988, 576 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA 1

Cruza **P** ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo: X
Fenotipo:
Gametos **P**:

F_1 ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:

F_1 X F_1 X

Gametos:

Cuadro de Punnett

♀ ♀ ♂ ♂		

Proporción F_2 esperada:

♀ ♀		♂ ♂		*Total*	

Proporción F_2 observada:

♀ ♀		♂ ♂		*Total*	

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA 2 (RECÍPROCA)

Cruza **P** ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos **P**:

F_1 ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:

F_1 X F_1 X

Gametos:

Cuadro de Punnett

♀ ♀ ♂ ♂		

booksmedicos.org

Proporción F2 esperada:

♀ ♀		♂ ♂		*Total*	

Proporción F_2 observada:

♀ ♀		♂ ♂		*Total*	

booksmedicos.org

Práctica 7

Mapeo genético

INTRODUCCIÓN

En los inicios de la investigación en Genética fueron abundantes los hallazgos de mecanismos que explicaban la transmisión de los caracteres; cada vez que se encontraba un patrón hereditario los trabajos se enfocaban a la confirmación de los mismos en diversos organismos. Las Leyes de la Herencia habían sido postuladas por Mendel un siglo atrás y el concepto de gene como unidad hereditaria era conocido, aunque al mismo tiempo se desconocían los detalles de su funcionamiento. Cada vez se descubría mayor número de genes en los organismos, y los trabajos citológicos evidenciaban la existencia de estructuras relacionadas de manera específica con las células de especies animales y vegetales particulares. Estos hallazgos llevaron a Sutton en 1903 a proponer la Teoría Cromosómica de la Herencia, según la cual cada cromosoma debía contener gran cantidad de genes ya que se conocía un número mucho mayor de éstos que de cromosomas, y que esta condición se vería reflejada en los mecanismos hereditarios conocidos, pues como era de esperarse, los genes ubicados en el mismo cromosoma no podían mostrar segregación independiente; a esto se le llamó **ligamiento.** Apenas tres años después de que esta teoría fue enunciada se reportó el primer caso de ligamiento en la planta de chícharo y posteriormente, Morgan estableció la existencia de ligamiento en los genes ligados al sexo en *Drosophila.*

La similitud en las evidencias encontradas por estos investigadores permitió establecer lo siguiente:

1. El ligamiento se manifiesta tanto en plantas como en animales.
2. Las proporciones dihíbridas F_2 se desvían de las esperadas para los genes que se encuentran en autosomas (estudios en chícharos) y para los genes que se localizan en los cromosomas sexuales (estudios en *Drosophila).*
3. En ausencia de ligamiento los genes se segregan de manera independiente, obteniéndose una proporción igual de gametos, los que portan cada una de las combinaciones que se esperarían en las F2 provenientes de cruzas dihíbridas.
4. En el ligamiento, las proporciones fenotípicas de la F2 se desvían, existe un exceso en la frecuencia esperada de los gametos que llevan las combinaciones originales en los progenitores **(parentales)** y un déficit de gametos con nuevas combinaciones **(recombinantes).**

Las evidencias anteriores indican que los genes ligados tienden a permanecer en las mismas combinaciones y sólo se separan si existe intercambio entre los cromosomas homólogos **(entre-**

booksmedicos.org

cruzamiento); esto conducirá a la recombinación de genes ligados en la reproducción. El entrecruzamiento tiene lugar después que los cromosomas se han replicado, es decir, en la etapa de cuatro hebras en la que cada bivalente consta de dos pares de cromátidas y cada entrecruzamiento incluye sólo a dos de las cuatro cromátidas.

Sturtevant en 1913 resumió los datos de numerosos experimentos de genes ligados al sexo realizados en *Drosophila* en la forma de un mapa genético; propuso además que "el porcentaje de recombinantes que surgen por el entrecruzamiento puede convertirse en una medida de la distancia que separa a dos genes ligados". Específicamente, "una unidad de mapa es igual al espacio entre genes en los cuales surge un 1% de recombinantes por entrecruzamiento". Una **unidad de mapa** o **Centimorgan** es una medida relativa en unidades arbitrarias y no implica la medición absoluta o real de la longitud del cromosoma en mieras o en otra unidad física.

Los mapas genéticos se caracterizan porque:

1. Resumen todos los datos de ligamiento.
2. Contienen dos tipos de información: el orden y la distancia entre los genes indicando la consistencia de los valores de recombinación en cruzas experimentales.
3. Constituyen el mapa de un grupo de ligamiento e incluye a todos los genes que se localizan en un cromosoma particular.
4. Se obtiene el mismo mapa genético sin importar cuál de los progenitores aportó un alelo particular y no resultan modificados si la posición de los genes en la fase de ligamiento es **cis** (acoplamiento) o **trans** (repulsión).
5. No hay evidencias numéricas de ligamiento si los genes se encuentran separados a 50 u.m. o más en un cromosoma.

La figura 15 muestra un mapa de ligamiento de *Drosophila melanogaster* que contiene algunos de los genes de este organismo e indica la ubicación de éstos en los cromosomas, así como el orden de los mismos.

OBJETIVO

Determinar la distancia a la que se encuentran dos genes ligados al cromosoma X en *Drosophila melanogaster*.

MATERIAL

75 ♀ ♀ vírgenes de la línea "white", w*
75 ♂ ♂ de la línea "forked", *f**
6 frascos con medio de cultivo fresco y tapones
Pincel
Eterizador

* Consulte la descripción de los marcadores al final de este manual.

booksmedicos.org

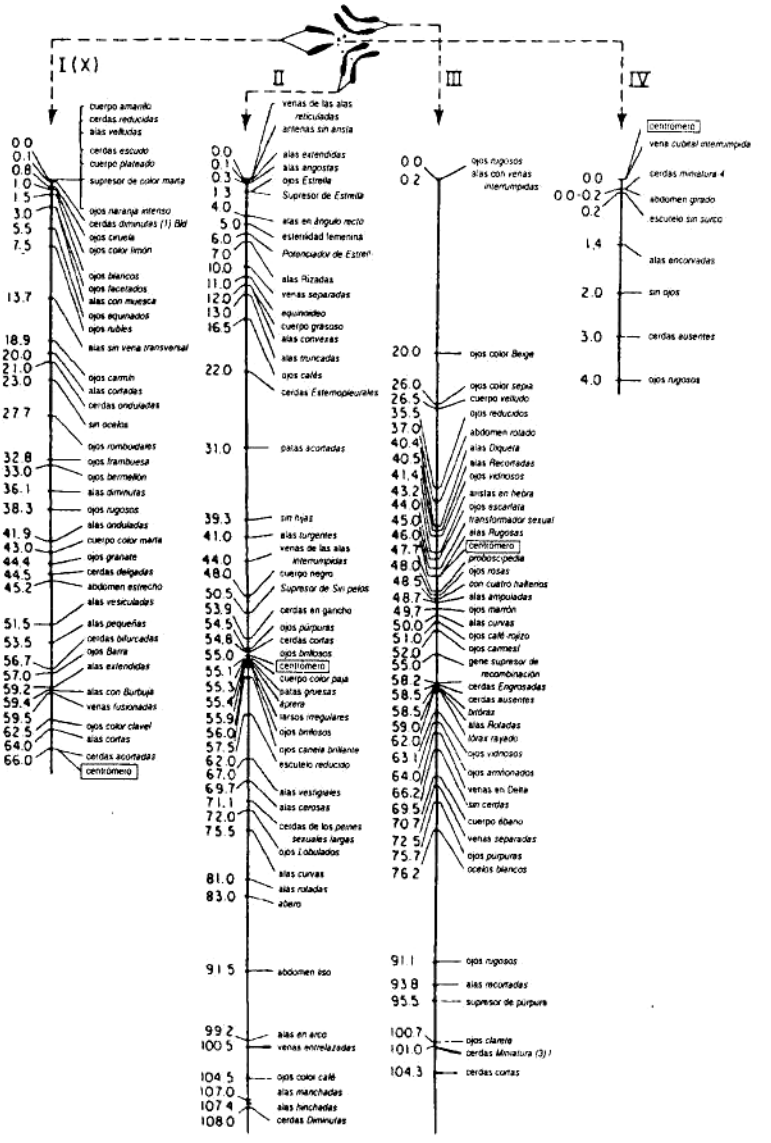


Fig. 15. Mapa de ligamiento de los cuatro cromosomas de *Drosophila melanogaster* que muestra algunos de los genes conocidos. El *locus* está a la izquierda y el *rasgo fenotípico mutante* a la derecha de cada cromosoma. La posición del centrómetro se muestra en una caja. Las características dominantes debidas a alelos dominantes se indican con una letra mayúscula inicial, los recesivos se muestran en minúsculas. Diferentes genes pueden afectar el mismo carácter, como el color de los ojos, color del cuerpo, forma de las alas. Para una descripción más amplia de éstos y otros rasgos mutantes véase D.H. Lindslay y E.H. Grell, 1968, *Genetic variations of Drosophila melanogaster,* Carnegie Inst. Wash. Publ. No. 627, Washington, D.C. (Adaptado con permiso de Macmillan Publishing Company de Genetics, segunda edición, editada por M. Strickberger. Copyright 1976 por Monroe W. Strickberger.) Traducido de Ch. J. Avers, 1984, *Genetics,* segunda edición, Willard Grant Press, Boston, p. 163.

booksmedicos.org

Éter etílico
Platina
Marcador indeleble
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Anestesie y observe el color de los ojos (blanco en las hembras y rojo en los machos) y la forma de las setas del cuerpo: de tipo silvestre en las hembras y bifurcadas con un gancho en la punta en los machos.
2. Haga la cruza progenitura colocando 25 parejas en cada frasco.
3. Después de 5 días retire a los progenitores y deséchelos en la morgue.
4. A los doce días de haber iniciado la cruza progenitura saque las moscas, observe el fenotipo que presentan ambos sexos y anótelo.
5. En los frascos restantes haga la cruza F_1 X F_1 y ponga 25 parejas en cada uno. Repita el punto 3.
6. Una vez obtenida la F_2, saque las moscas y observe los fenotipos y el número de moscas obtenido en cada sexo. Anótelos en el registro de la cruza.
7. Obtenga por frasco la distancia entre los genes w y *f*: número de recombinantes/total de moscas.
8. Haga lo mismo que en el punto anterior pero ahora sumando los resultados de los tres frascos y compárelos con los obtenidos anteriormente.
9. Haga un esquema que represente el mapa de ligamiento para estos dos genes señalando la distancia que los separa.
10. Aplique la prueba de X^2 a los datos totales para determinar si los resultados obtenidos concuerdan con los esperados de acuerdo con la localización reportada para estos genes. Consulte el mapa de ligamiento de *Drosophila* al final de esta práctica.

CUESTIONARIO

1. ¿Los resultados obtenidos concuerdan exactamente con los esperados de acuerdo con las distancias que separan a ambos genes? De no ser así, proponga una explicación al respecto.
2. ¿Qué importancia tiene el número de moscas recobradas en la F_2 en la determinación de la distancia entre los genes?
3. ¿En qué consiste la posición cis y la posición trans de los cromosomas cuando se encuentran en fase de ligamiento?
4. ¿Qué clases se recobrarían si el entrecruzamiento se diera antes de que los cromosomas se repliquen?
5. ¿De qué manera afectaría a las proporciones numéricas recobradas la existencia de ligamiento completo?
6. El gene para ojos naranja se encuentra en el cromosoma X a 0.1 u.m. y el gene para alas cortadas está a 20 u.m. en el mismo cromosoma, ¿cuántos recombinantes se recobrarían en la F_2?
7. ¿Qué proporciones numéricas se producirían en una cruza que involucrara el mismo gene para ojos de color naranja y el gene para alas cortas que está a 64 u.m.?

booksmedicos.org

8. ¿Qué obtendría si entre dos genes que se separan a 25 u.m. ocurriera: un entrecruzamiento, dos entrecruzamientos, tres?
9. ¿En qué consiste el mapeo de tres puntos?
10. ¿Qué indican el coeficiente de coincidencia y el de interferencia?
11. Haga una cruza involucrando tres genes ligados al *X: y* (0.0 u.m.), *w* (1.5 u.m.) y *m* (36.1 u.m.), obtenga el porcentaje de recombinación entre los genes, los coeficientes de coincidencia e interferencia y dibuje el mapa genético indicando la localización de los genes en el cromosoma.

REFERENCIAS

Avers, C.J., *Genetics,* PWS Publishers, 2a. ed., Boston, 1984, 644 pp.
Petit, C. y P. Georges, *Genética y evolución,* Omega, 4a. ed., Barcelona, 1976, 391 pp.
Stansfield, W.D., *Genetics,* McGraw-Hill, 3a. ed., Nueva York, 1991, 452 pp.
Winchester, A., *Genética. Un estudio de los principios de la herencia,* Continental, España, 1986, 576 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO DE LA CRUZA PARA MAPEO DE DOS GENES

Cruza **P** ♀ ♀ X ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:
Gametos **P**:

F_1 ♀ ♀ ♂ ♂
Genotipo:
Fenotipo:

F_1 X F_1 X

Gametos:

Cuadro de Punnett

♀ ♀ ♂ ♂		

Proporción F_2 esperada:

♀ ♀		♂ ♂		*Total*	

booksmedicos.org

Práctica 8

Genética del desarrollo

INTRODUCCIÓN

En el mundo biológico se reconocen dos formas generales de reproducción: **sexual y asexual.** Los organismos en los que la **mitosis** conduce a una nueva generación de células u organismos idénticos son los que se multiplican por **reproducción asexual.** Otro tipo de especies biológicas presentan **meiosis** y **fertilización** además de mitosis. Durante la **reproducción sexual** se producen los gametos y cuando éstos se fusionan se inicia una nueva generación sexual. Existen otros organismos que presentan una **alternancia de generaciones,** es decir, alternan periodos breves de reproducción sexual con periodos largos de reproducción asexual. Así, la constancia genética caracteriza a la mitosis y en consecuencia a los organismos con reproducción asexual, mientras que la variabilidad genética es típica en aquellos con reproducción sexual.

En los organismos con reproducción sexual la transmisión de las características hereditarias de padres a hijos se basa en la producción de gametos haploides, producto de la meiosis y la subsecuente fertilización, evento en el que se restablece el número diploide.

En los organismos pluricelulares es importante distinguir entre **diferenciación sexual primaria,** la cual sólo afecta a las gónadas, órganos donde se producen los gametos, y **diferenciación sexual secundaria,** la cual involucra otros órganos, como las glándulas mamarias de los mamíferos, los genitales externos y la conformación corporal.

Algunos mecanismos de determinación sexual implican la participación de cromosomas o combinaciones de cromosomas particulares que se asocian a determinado sexo. Así, puede distinguirse entre **autosomas y cromosomas sexuales.** Los autosomas se encuentran representados de la misma manera en ambos sexos y, en apariencia, no participan directamente en la determinación de ninguno de los sexos, al menos en los vertebrados. Los cromosomas sexuales reciben este nombre porque se les ha asociado con uno u otro de los sexos. Así, en los organismos con mecanismo de determinación sexual XX/XY, las hembras tienen dos cromosomas X y son designadas como el **sexo homogamético,** mientras que los machos muestran un cromosoma X y uno Y, por lo que se les designa como **sexo heterogamético.**

Drosophila melanogaster tiene tres pares de autosomas, los cromosomas 2, 3 y 4; en cada par, uno de los cromosomas es de origen materno y el otro de origen paterno y se llaman **cromosomas homólogos.** Los **cromosomas sexuales** son heteromórficos; las hembras presentan dos cromosomas XX, uno de origen materno y el otro paterno; los machos tienen un cromosoma X de origen materno y un Y que se transmite de padre a hijo. Así, las hembras producirán sólo gametos portando cromosomas X, mientras que en los machos la mitad de los gametos portarán un cromosoma X y la

booksmedicos.org

otra mitad un Y. Cada célula sexual estará entonces constituida por un cromosoma sexual y una serie de autosomas (denotados como A, y corresponden a los cromosomas 2 al 4) por lo cual cada cigoto que resulta de la fusión de un gameto femenino y uno masculino llevará dos cromosomas sexuales iguales (XX) o diferentes (XY) y dos series de autosomas (AA). No obstante lo anterior, se ha encontrado que en *Drosophila melanogaster* el sexo no se determina por la presencia del cromosoma Y, como se considera que ocurre en otros organismos, sino que éste está dado por un equilibrio entre el número de cromosomas X y el número de series de autosomas presentes en el cigoto. En las hembras, la constitución es XX/AA o 2X/2A, por lo que el cociente entre el número de cromosomas sexuales y el de autosomas es 1; en los machos, la constitución es XY/AA o IX Y/2 A y el cociente es 0.5.

♀ ♀ **XX, 22, 33, 44** ♂ ♂ **XY, 22, 33, 44**

o bien,

♀ ♀ **XX, AA** ♂ ♂ **XY, AA**

G

X A	X A	Y A
100%	50%	50%

♂ ♂

♀ ♀	X A	X A	Y A
	X A	XX AA ♀	XY AA ♂

Aparentemente la presencia del cromosoma Y no se requiere para la producción de un individuo de sexo masculino, pero sí es indispensable para que el macho de *Drosophila* sea fértil. Lo anterior se comprobó.cuando se obtuvieron organismos excepcionales XXY/AA y XO/AA que eran hembras fértiles y machos estériles, respectivamente. También se han recobrado otros organismos que presentan esquemas excepcionales en relación con el equilibrio entre los cromosomas sexuales y las series de autosomas. A continuación se muestra la composición de algunos de ellos, así como el cociente X/A y la expresión fenotípica asociada con estas alteraciones.

Fórmula cromosómica	*Cociente X/A*	*Sexo*
3X/2A	1.5	Metahembra
3X/3A	1.0	Hembra
2X/2A	1.0	Hembra

booksmedicos.org

Fórmula cromosómica	*Cociente X/A*	*Sexo*
2X/3A	0.67	Intersexo
3X/4A	0.75	Intersexo
X/2A	0.50	Macho estéril
XY/2A	0.50	Macho
XY/3A	0.33	Metamacho

Estos resultados indican que en *Drosophila,* los factores determinantes de la masculinidad no se localizan en los cromosomas sexuales, sino más bien están en los autosomas. Sin embargo, aquellos responsables de los atributos femeninos se localizan en los cromosomas X. Así, con respecto a la determinación primaria del sexo, los cigotos masculinos que contienen cada uno de los autosomas más un cromosoma **Y** resultan en un organismo masculino **no** debido a la presencia del cromosoma Y, sino por la ausencia de un cromosoma **X**. A principios de este siglo Bridges propuso que se alcanza un umbral para masculinidad cuando el cociente X/A es 1:2 (X/2A), pero que la presencia de un X adicional (XX/2A) altera este balance y produce diferenciación femenina. Años más tarde, las observaciones de Bridges fueron confirmadas por otros estudios para determinar el efecto de la pérdida o adición de cromosomas X y el hallazgo de muchos otros factores que influyen en la diferenciación final de la mosca. De esta manera, cuando el valor del cociente se encuentra entre 1.0 y 0.5 se recobran intersexos, que son organismos que no se muestran claramente definidos y exhiben características secundarias de ambos sexos, además de ser estériles.

MOSAICOS SEXUALES

Una vez que el óvulo ha sido fertilizado, se forma la primera célula diploide o cigoto quedando determinado el sexo que tendrá la mosca. El cigoto se multiplicará por mitosis sucesivas, por lo que en principio, todas las células que se deriven de él tendrán su misma constitución. Sin embargo, en organismos inferiores, como es el caso de *Drosophila,* la determinación del sexo se hace célula por célula dependiendo de la constitución de cromosomas que cada una de ellas contenga. En estos organismos se han encontrado individuos conocidos como **ginandromorfos** o **ginandros,** los cuales son mosaicos sexuales que muestran en un lado del cuerpo características sexuales femeninas y en el otro masculinas (véase Fig. la y Fig. *Ib,* sección a color). Estas moscas surgen inicialmente con una constitución **XX/AA,** pero durante la primera división mitótica del cigoto uno de los cromosomas X se retrasa y no es incluido en el núcleo de una de las células hijas, desintegrándose posteriormente en el citoplasma. Este tipo de alteraciones también pueden originarse por no disyunción de los cromosomas replicados. El resultado es una célula **XX/AA** y una X/AA: en *Drosophila* durante la primera división mitótica del cigoto queda determinado el lado derecho y el lado izquierdo del cuerpo, razón por la cual el lado del cuerpo de la mosca que se desarrolla del primer tipo de célula tendrá características femeninas mientras que el correspondiente al segundo tipo, X/AA, exhibirá características masculinas. De manera que se producen **ginandromorfos bilaterales,** y cada una de estas células será responsable de la producción de todas las células que formarán el lado derecho o el izquierdo de la mosca durante la embriogénesis. Si el cromosoma se pierde en las divisiones sucesivas,

booksmedicos.org

el organismo resultante mostrará manchas mosaico de tejido masculino. Este tipo de alteraciones son distinguibles en los insectos debido a que no existe una regulación hormonal como en los vertebrados superiores, tal como ocurre en el hombre.

OBJETIVO

Observar la aparición de mosaicos sexuales en *D. melanogaster.*

MATERIAL

30 ♀ ♀ vírgenes de la línea *y*
30 ♂ ♂ de la línea w
3 frascos con medio de cultivo fresco
Levadura fresca para pan, 250 g
Azúcar, 25 g
Eterizador y éter
Pincel
Platina de vidrio
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Disuelva la levadura fresca en un poco de agua tibia hasta formar una pasta medianamente espesa, agregue el azúcar y mezcle; coloque la pasta en baño maría durante cinco minutos para iniciar la fermentación.
2. En dos frascos con 50 ml de medio de cultivo ya solidificado y frío, vierta en cada uno la mitad de la pasta de levadura y deje secar por 6 horas aproximadamente.
3. Observe las hembras vírgenes con el microscopio de disección —previamente eterizadas (cuidando no matarlas)— y colóquelas en uno de los frascos con medio de cultivo; manténgalo en posición horizontal hasta que despierten para evitar que se peguen en la levadura.
4. Realice la misma operación con los machos, utilizando un frasco diferente.
5. Deje a las moscas durante ocho días en el medio enriquecido con levadura.
6. Después de los ocho días transfiera a las hembras y a los machos a un solo frasco con medio normal y consérvelos ahí durante cuatro días.
7. Al quinto día, saque a las moscas del frasco, en el cual ya podrá observar las larvas sobre el medio de cultivo; espere siete días más hasta que las nuevas moscas completen su ciclo de desarrollo.
8. Al doceavo día después de iniciar la cruza ya pueden observarse los nuevos individuos (F_1). Sáquelos del frasco, eterícelos y obsérvelos con el microscopio de disección; ponga especial atención en el color de los ojos, el tamaño de las alas, las estructuras sexuales, incluyendo los peines sexuales y la placa genital, y la forma y pigmentación general del cuerpo.

booksmedicos.org

CUESTIONARIO

1. ¿Qué diferencias encuentra entre los organismos F_1 y los que colocó inicialmente en el frasco?
2. ¿Cómo explica la aparición de los mosaicos sexuales?
3. ¿Considera que el medio que se enriqueció con levadura influyó de manera importante en el desarrollo de los individuos? ¿Por qué?
4. Describa y esquematice la diferencia entre cromosoma retardado y no disyunción.
5. ¿Qué aspectos fundamentales se relacionan entre sí durante el desarrollo de un individuo?
6. ¿Cómo surgen los intersexos? ¿Son fértiles?
7. ¿Cuál es el origen de los mosaicos sexuales? ¿Son fértiles?
8. ¿Qué diferencias existen entre un ginandromorfo (mosaico sexual) y un intersexo?
9. Mencione cinco ejemplos de otros mosaicos genéticos que conozca.
10. ¿De qué otra u otras maneras puede influir el ambiente sobre la información genética de un organismo?

TEMAS A INVESTIGAR

1. Relación entre la modificación de la información en las células somáticas y el cáncer. ¿Qué mecanismos implica su desarrollo? ¿Se presenta en todos los organismos?
2. Síndromes causados por fallas en el aparato mitótico y/o la información genética durante el desarrollo del ser humano.
3. Ejemplos sobre experimentos de la genética del desarrollo en otros organismos diferentes a *Drosophila melanogaster.*

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.
Brewer, G.J. y C.F. Sing, *Genetics,* Addison-Wesley Publishing Company, Londres, 1983, 729 pp.
Gardner, E.J., *Principios de genética,* Limusa, 2a. ed., México, 1976, 551 pp.
Jenkins, J.B., *Genética,* Reverte, México, 1982, 775 pp.
Suzuky, D.T., A.J.F. Griffiths, J.H. Miller y R.C. Lewontin, *An Introduction to Genetic Analysis,* W.H. Freeman y Co., 3a. ed., Nueva York, 1986, 612 pp.
Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

booksmedicos.org

Práctica 9

Penetrancia y expresividad

INTRODUCCIÓN

En los primeros años de la investigación acerca de los mecanismos que regulan la herencia en los organismos, se supuso que los genes se expresaban siempre en el mismo grado y que el ambiente era un factor independiente. A medida que se ha avanzado en la comprensión de estos mecanismos, se ha reconocido que en la producción de la mayoría de los caracteres participan tanto factores genéticos como ambientales. Los genes proporcionan el potencial, pero se expresarán de acuerdo con el medio que influye sobre ellos.

Así, variaciones en las condiciones ambientales o en el contexto genético pueden causar que individuos que son idénticos genéticamente para un *locus* determinado muestren fenotipos diferentes. El porcentaje de individuos con una combinación genética particular que exhiben el carácter correspondiente en cualquier grado de expresión representan la **penetrancia** del gene en cuestión. Cuando el 100% de los individuos portadores expresan la característica se dice que el gene tiene **penetrancia completa,** si el porcentaje es menor del 100%, existe **penetrancia incompleta.**

El color blanco de los ojos de *Drosophila* se debe a un gene completamente penetrante, recesivo y ligado al sexo. Otra característica similar es el color del cuerpo ébano, producido por un gene autosómico recesivo.

Un gene recesivo en el cromosoma cuatro produce la reducción, en grado variable, del tamaño de los ojos de la mosca. En los cultivos puros de la línea "eyeless" (sin ojos), es posible observar organismos con ojos de distinto tamaño; en algunos casos el tamaño de éstos puede ser igual a la expresión de tipo silvestre, mientras que en otros las moscas carecen de uno o los dos ojos; si el 15% de las moscas homocigóticas muestran apariencia de tipo silvestre, entonces el gene mutante tiene una penetrancia del 85% (véase Fig. 2, sección a color).

Un rasgo, aunque penetrante, puede variar en la expresión. El grado de efecto producido por un genotipo penetrante se denomina **expresividad.** En el caso de la mutación "eyeless", aunque la reducción promedio del tamaño del ojo es de un cuarto a un medio del de tipo silvestre, el rango de expresividad abarca desde la pérdida completa de ambos ojos hasta ojos de un tamaño completamente normal.

La penetrancia y expresividad de un gene particular pueden explicarse parcialmente por la asociación con otros genes modificadores, así como por la presencia de relaciones epistáticas vinculadas con el fenotipo resultante, además de las interacciones ambientales (Fig. 16). En el caso de "eyeless", se ha determinado experimentalmente que ambos factores, genético y ambiental, influyen en su expresión. Las moscas portadoras de algunos genes letales sensibles a la temperatura

booksmedicos.org

1a)

1b)

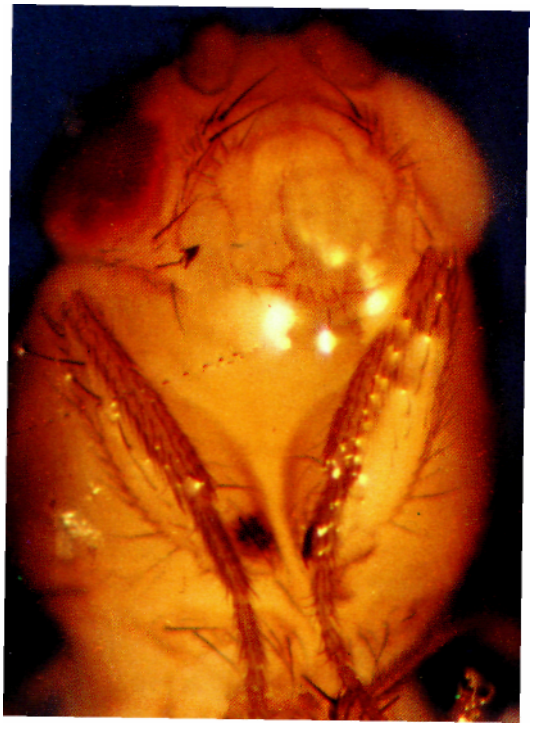


Fig. 1. Mosaico sexual (ginandromorfo) en *Drosophila melanogaster; a)* vista dorsal y *b)* Vista frontal; el lado donde presenta el ojo blanco y un peine sexual corresponde a la expresión masculina.

2a)

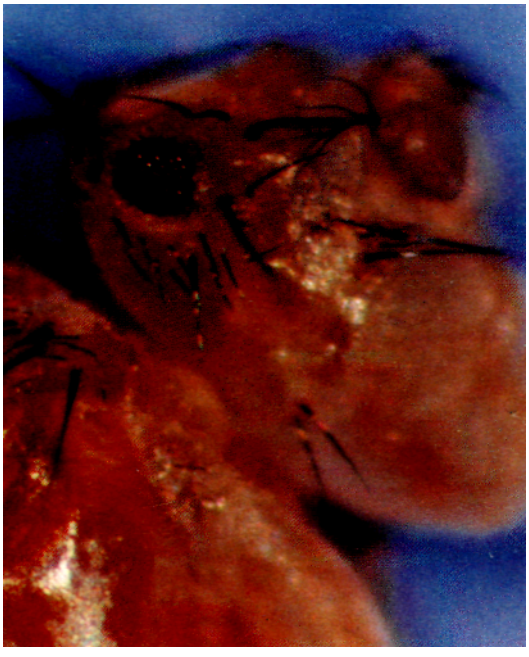
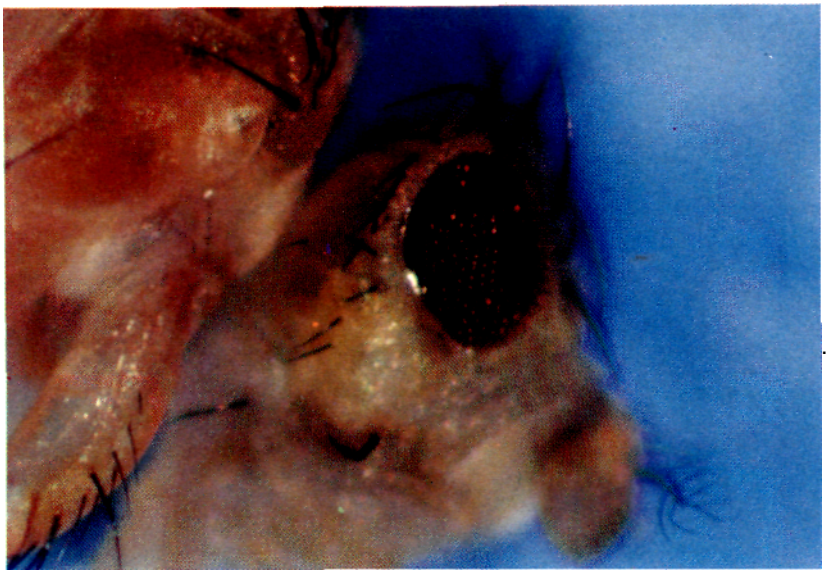
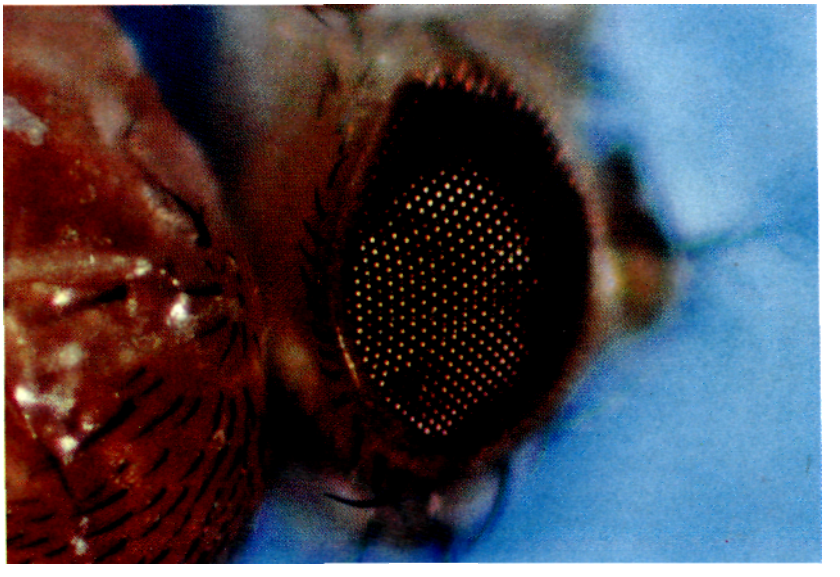


Fig. 2. Expresión variable del gene "eyeless" (sin ojos); *a)-c)* se muestra la reducción en el tamaño del ojo, la cual varía de la ausencia de éste a un ojo de tamaño normal.



2b)



2c)

booksmedicos.org

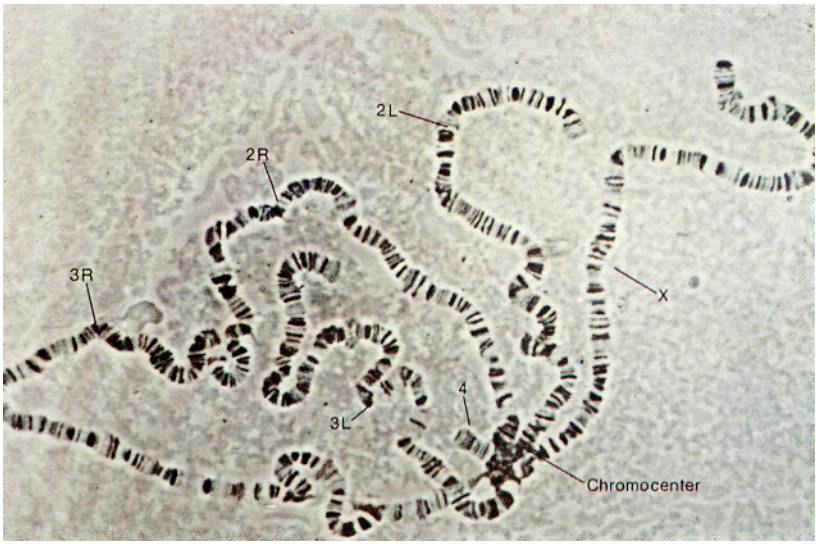


Fig. 3. Cromosomas gigantes de las glándulas salivales de *Drosophila melanogaster.* X(l), 2, 3 y 4 son los 4 cromosomas no homólogos; c, cromocentro; L y R indican los brazos izquierdo o derecho (en relación al centrómero).

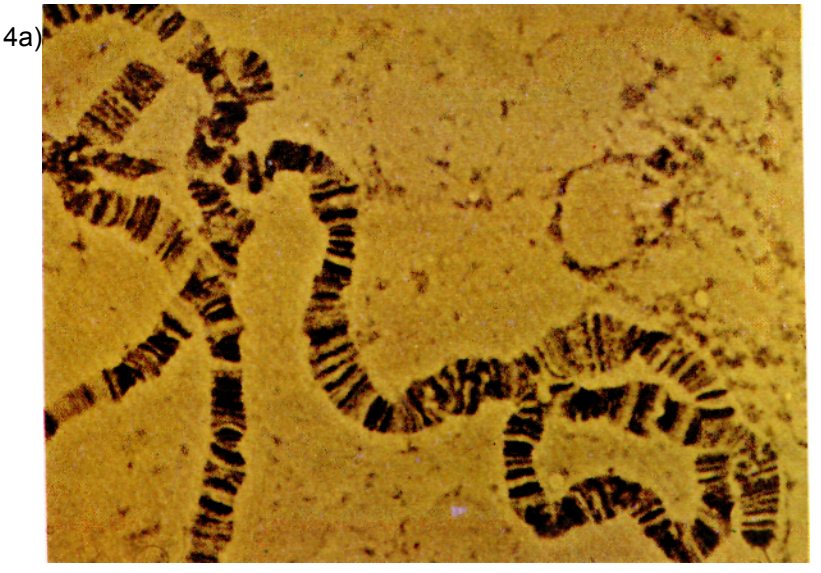
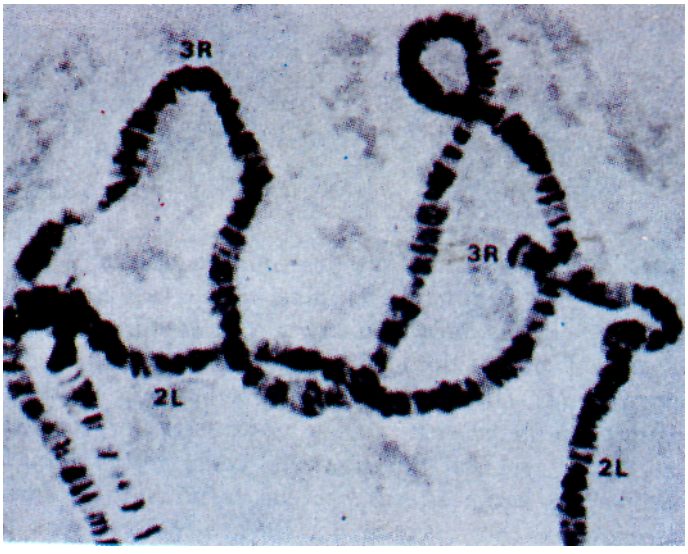


Fig. 4. Cambios estructurales en los cromosomas politénicos de *Drosophila. a)* inversión heterocigótica en el tercer cromosoma, *b)* translocación (ver flechas) entre el brazo derecho del segundo cromosoma (2R) y el brazo izquierdo del tercer cromosoma (3L).

booksmedicos.org



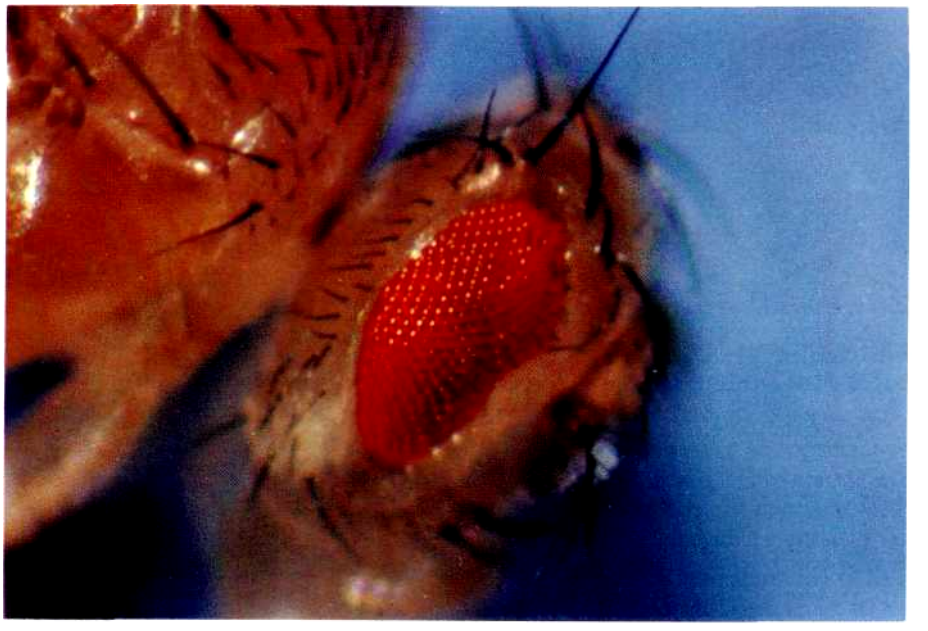
4*b*)

5*a*)

Fig. 5. Mutaciones de *Drosophila melanogaster. a)* "black" *(b), b)* "ebony" *(e),* c) "Lobe" *(L), d)* "sepia" *(se), e)* "scarlet" *(st),f)* "vermillion" (v), *g)* "yellow" *(y).*

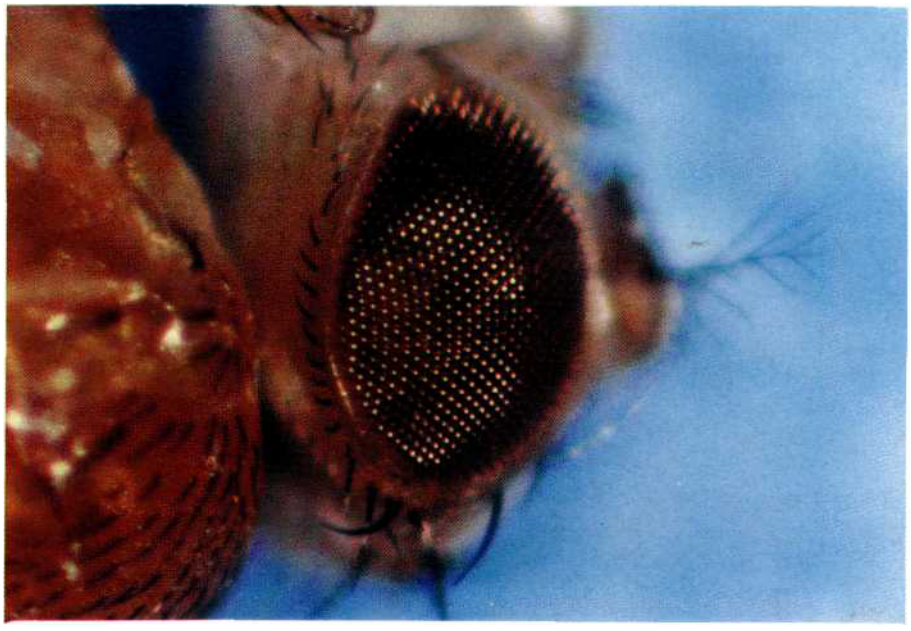
booksmedicos.org

5 *b*)

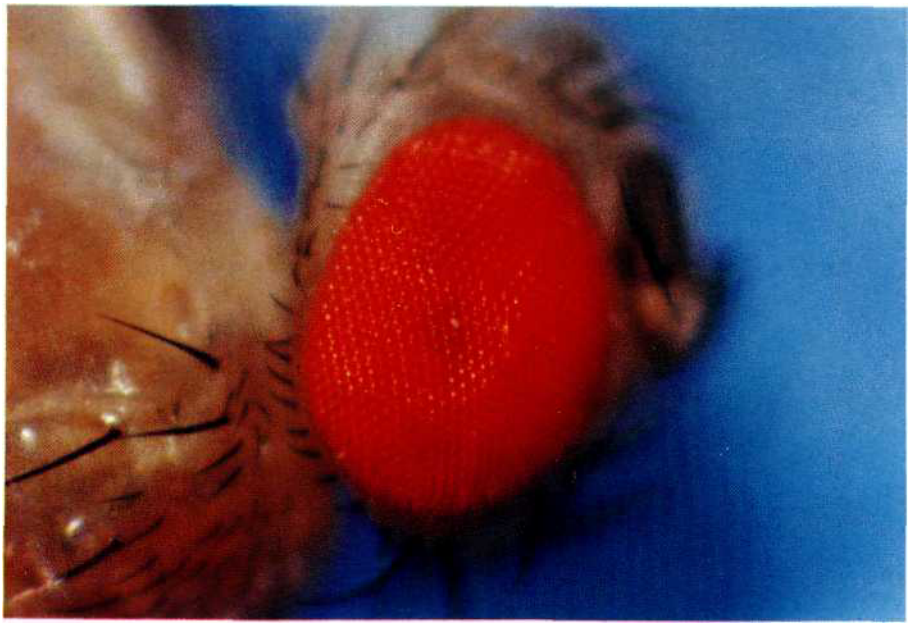


5*c*) 5

booksmedicos.org

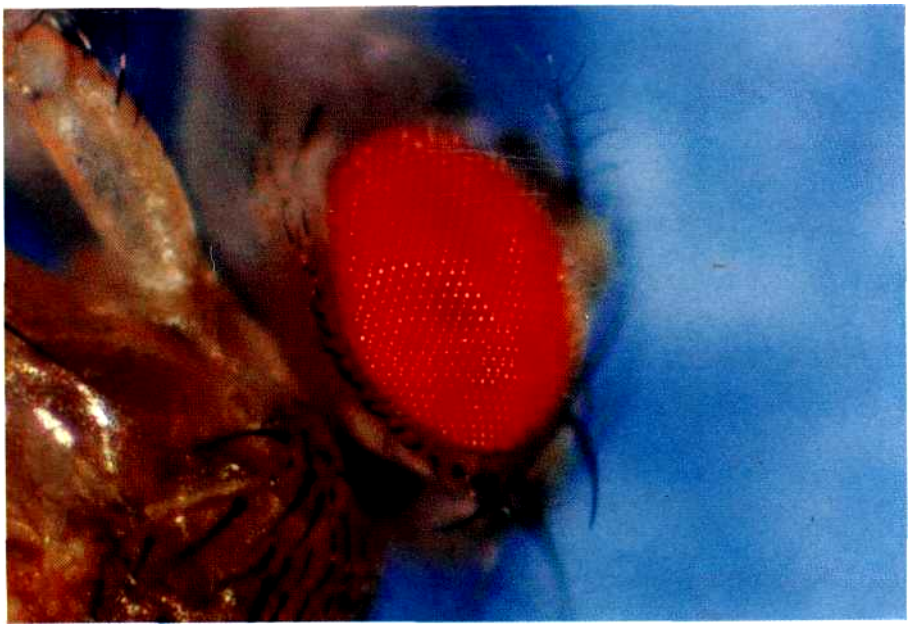


5*d*)



5*e*)

booksmedicos.org



5f)

5g)

booksmedicos.org

6*a*)

6*b*)

Fig. 6. Mutaciones de *Drosophila melanogster. a)* "Bar" *(B), b)* "brown" *(bw), c)* "Curly" *(Cy), d)ag)* "eyeless" *(ey), h)* "Plum" *(Pm), i)* "spineless aristapedia" (ss^a), *j*) "white" (*w*).

booksmedicos.org

6 c)

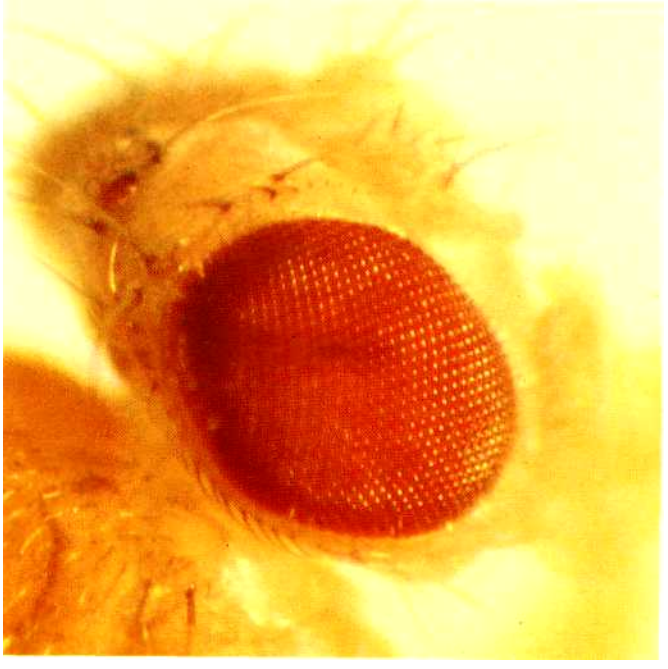
6*d*)

booksmedicos.org

6e)

6*f*)

booksmedicos.org



6*h*)

booksmedicos.org

6*i*)

6*j*)

booksmedicos.org

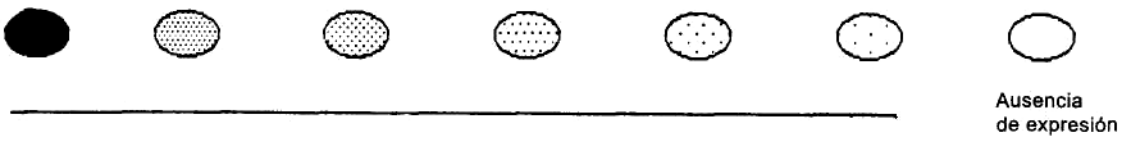


Fig. 16. Se muestra la expresión variable de un gene con penetración incompleta en los organismos portadores.

se desarrollan bien a 20°C, pero se paralizan o mueren a 29°C. Otros aspectos ambientales también afectan la expresividad de los rasgos morfológicos; el estudio de una línea genéticamente uniforme de *Drosophila* ha aportado evidencias de que el porcentaje de penetración de una alteración que produce abdomen anormal se incrementa cuando, durante el desarrollo, la humedad es alta en comparación con la que se alcanza cuando la humedad en el ambiente tiene valores bajos. Otro ejemplo representativo de estos hechos es el gene "vestigial" (vg: alas vestigiales): todas las moscas homocigóticas para el mismo muestran un fenotipo alterado, pero el tamaño de las alas depende de la temperatura a la que se mantiene el cultivo.

OBJETIVO

Demostrar la influencia de variaciones en la temperatura en la penetrancia y expresividad del gene dominante "Lobe, *L"* (ojos lobulados) en *Drosophila melanogaster**

MATERIAL

75 ♀ ♀ y 75 ♂ ♂ de la línea *L,* "Lobe"
Microscopio de disección
Eterizador
Pincel
Éter etílico
3 frascos con medio de cultivo fresco
Un recipiente de aproximadamente 10 cm de diámetro X 10 cm de alto
Platina de vidrio

* Es necesario contar también con un sitio en donde la temperatura sea mayor a la ambiental (25°C) pero sin rebasar los 30°C, por ejemplo un radiador o un calefactor.

booksmedicos.org

MÉTODO

1. Eterice las moscas y colóquelas en la platina de vidrio para observarlas bajo el microscopio, teniendo especial atención en la forma y tamaño de los ojos.
2. Sepárelas en tres grupos colocando 25 parejas en cada frasco con medio; de preferencia haga que resbalen cuidadosamente por la pared del frasco y consérvelo en posición horizontal hasta que despierten.
3. Coloque uno de los frascos en un recipiente con suficiente agua para llegar a cubrir por completo el medio de cultivo. Etiquételo como frasco número 1.
4. Mantenga otro frasco en un lugar cercano a la fuente de calor. Etiquételo como frasco número 2.
5. El tercer frasco consérvelo a la temperatura ambiente. Etiquételo como frasco número 3.
6. Cinco días después, retire a las moscas y deséchelas. Regrese los frascos a las condiciones de temperatura indicadas hasta que la descendencia complete su desarrollo.
7. Una vez que las moscas de los tres frascos hayan emergido (aproximadamente a los 12 días), saque las moscas del frasco 1 y obsérvelas poniendo especial atención en la forma y tamaño de los ojos. Anote sus observaciones.
8. Repita el paso anterior con los frascos 2 y 3.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué diferencias encontró en la forma y tamaño de los ojos de las moscas de los tres diferentes frascos? ¿Son claramente distinguibles entre sí?
2. ¿Considera que la diferencia en la temperatura influyó en los resultados obtenidos? Explique.
3. ¿Qué mecanismos genéticos participan en la aparición de los eventos observados?
4. ¿Los efectos obtenidos en los ojos de las moscas podrían deberse exclusivamente a factores ambientales? Justifique su respuesta.
5. ¿Cuáles son las diferencias entre fenocopia y expresividad variable?
6. ¿En el hombre se pueden presentar eventos como la expresividad variable y la penetrancia incompleta? Explique dos ejemplos detalladamente.
7. Elabore una práctica en la cual demuestre los dos fenómenos estudiados utilizando moscas *Drosophila* homocigóticas para el marcador recesivo vestigial (vg).

REFERENCIAS

Ayala, FJ. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.
Herkowitz, I.H., *Principios de genética,* CECSA, México, 1977, 912 pp.
Suzuky, D.T., A.J.F. Griffiths, J.H. Miller y R.C. Lewontin, *An Introduction to Genetic Analysis,* W.H. Freeman y Co. 3a. ed., Nueva York, 1986, 612 pp.
Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

booksmedicos.org

Práctica 10

Fenocopias

INTRODUCCIÓN

La expresión fenotípica de rasgos genéticos es el resultado tanto de la dotación genética que los organismos reciben (genotipo), como del impacto del ambiente en la expresión de dicha información.

Los cambios en el ambiente en el que se lleva a cabo la **ontogenia** de un organismo pueden llegar a alterar la expresión de la información que contiene inicialmente. En la mayoría de los casos, estos cambios en la expresión no implican modificación de la información genética, por lo que no son heredables y sólo se exhiben en los organismos que son objeto de la alteración. A los organismos que tienen este tipo de alteraciones se les conoce como **fenocopias** y su aspecto es muy similar a las modificaciones en el fenotipo debidas a mutaciones.

Las fenocopias se presentan en diversos organismos. A simple vista, no es posible distinguir entre los cambios morfológicos no heredables provocados por el ambiente y aquellos debidos a mutaciones presentes en la información genética; esto sólo se logra mediante cruzas entre individuos que muestran la alteración o entre éstos y organismos de tipo silvestre; el análisis de la progenie indicará el origen de los cambios morfológicos. Así, si los individuos de la progenie no llevan, o bien, no expresan las alteraciones morfológicas presentes en los progenitores, se considera que éstas fueron debidas al efecto del ambiente durante el desarrollo de los progenitores; por el contrario, si la descendencia muestra la misma alteración, la base es genética.

Un ejemplo de este tipo de alteraciones morfológicas fue observado en 1935 por R. Goldschmidt (quien acuñó el término fenocopia). Él sometió pupas de *Drosophila melanogaster* a condiciones variables de temperatura, tiempo y etapas en el ciclo de vida. El rango de temperatura varió, de valores inferiores a 25°C (temperatura óptima) hasta superiores a 35°C. Los periodos de exposición fueron cortos y utilizó diferentes etapas del ciclo de desarrollo; observó que las alas de los organismos expuestos exhibían fenotipos no esperados en las moscas de tipo silvestre, y además, que las alteraciones eran similares a las producidas por la mutación autosómica recesiva conocida como vestigial, la cual modifica las alas de la mosca a una condición rudimentaria o vestigial. Con esto mostró que una variedad de factores ambientales pueden generar anormalidades en el desarrollo semejantes a las dictadas por los genes. Goldschmidt encontró también que el agente causante de tales modificaciones debe estar presente en un periodo crítico específico en el desarrollo para inducir cada fenocopia particular; a ese periodo se le llama **fenocrítico.**

Las fenocopias han sido producidas experimentalmente en una amplia variedad de organismos mediante la variación o aplicación de diversos agentes, incluyendo agentes físicos como la temperatura y la radiación, además de agentes químicos como la insulina, que al ser administrada a ratas

booksmedicos.org

hembras gestantes induce la aparición de labio leporino y paladar hendido en la progenie; o la talidomida, la cual en los seres humanos provoca diferentes anormalidades entre las que se incluyen acortamiento de las extremidades superiores e inferiores **(focomelia).**

OBJETIVO

Inducir fenocopias en moscas *Drosophila melanogaster* de tipo silvestre mediante variaciones de temperatura.*

MATERIAL

100 parejas de moscas adultas de *Drosophila melanogaster* de tipo silvestre
4 frascos con medio de cultivo fresco
Éter y eterizador
Pincel
Platina
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Eterice moscas adultas y con ayuda del microscopio de disección observe detenidamente el aspecto de éstas (color y forma de ojo, forma y tamaño de las alas, forma y color del cuerpo, etc.). Anote sus observaciones y coloque 25 parejas en cada uno de los frascos con medio.
2. Permita que las moscas ovopositen durante cuatro días y elimine a los progenitores.
3. Dos de los cultivos se mantendrán a temperatura óptima (25°C) de manera constante hasta que emerja la progenie; estos cultivos serán controles.
4. Coloque los otros dos frascos a 30°C por espacio de 2 horas. Puede mantenerlos en un lugar donde la temperatura sea elevada, por ejemplo cerca de una estufa o un radiador.
5. Transcurridas las 2 horas, cambie la temperatura de los frascos a 4°C. Puede ocupar un recipiente con un poco de hielo o la parte inferior de la puerta de un refrigerador; déjelos por un periodo de dos horas.
6. Repita los pasos 4 y 5 dos veces más y realice la misma operación los tres días siguientes.
7. Posteriormente mantenga los cultivos a 25°C hasta que la progenie emerja.
8. Doce días después de iniciados los cultivos saque las moscas de los frascos; obsérvelas detenidamente. Revise las mismas estructuras que en el punto 1 y anote sus observaciones.
9. Coloque 30 parejas F_1 en un frasco con medio nuevo y permita que ovopositen por un periodo de cuatro días; al término del mismo saque las moscas y permita que las nuevas larvas se desarrollen normalmente.

* Para la realización de esta práctica es necesario contar con los medios necesarios para someter los cultivos a variaciones de temperatura (frío y calor).

booksmedicos.org

10. A los doce días aproximadamente, saque las moscas, eterícelas y analice las mismas estructuras que en los pasos anteriores. Anote sus conclusiones.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué diferencias fenotípicas encontró entre las moscas de la cruza progenitora original, las F_1 y las F_2?
2. ¿Considera que las variaciones de temperatura a las que sometió a los individuos de la F_1, influyeron para que se presentaran las diferencias fenotípicas que observó? Fundamente su respuesta.
3. Con base en sus observaciones, indique qué estructuras se afectan en las moscas cuando se someten a variaciones ambientales drásticas.
4. ¿Qué etapa del desarrollo de las moscas es la más sensible a las modificaciones ambientales? Explique.
5. En un cultivo de moscas tipo silvestre se observó la aparición de una hembra con alas vestigiales, ¿qué tipo de descendencia se espera que produzca si se aparea con un macho de tipo silvestre?
6. ¿Qué diferencias existen entre un organismo mutante y una fenocopia?
7. ¿El mecanismo por el que surgen las fenocopias, es un proceso reversible? Fundamente su respuesta.
8. ¿Qué otros factores diferentes a los ya mencionados pueden ser causantes de fenocopias en los organismos?
9. Mencione 5 ejemplos de fenocopias en los seres humanos.

TEMA A INVESTIGAR

1. La contaminación del ambiente como un factor determinante en la presencia de fenotipos aberrantes en los organismos.

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.
Brewer, G.J. y C.F. Sing, *Genetics,* Addison-Wesley Publishing Company, Londres, 1983, 729 pp.
Gardner, E.J., *Principios de genética,* Limusa, 2a. ed., México, 1976, 551 pp.
Jenkins, J.B. (1982) *Genética,* Reverte, México, 775 pp.
Suzuky, D.T., A.J.F. Griffiths, J.H. Miller y R.C. Lewontin, *An Introduction to Genetic Analysis,* W.H. Freeman y Co. 3a. ed., Nueva York, 1986, 612 pp.
Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

booksmedicos.org

Práctica 11

Caracterización cromatográfica de mutantes de *Drosophila*

INTRODUCCIÓN

En las investigaciones previas ha sido evidente que los organismos mutantes difieren de los silvestres en su aspecto o fenotipo. Por ejemplo, *Drosophila* puede tener ojos color sepia (café oscuro) o alas "dumpy" (truncadas y reducidas) en lugar de ojos rojos y alas de forma y longitud normal. Tales modificaciones del fenotipo son resultado, a su vez, de cambios en la constitución genotípica del organismo y, por ende, en la bioquímica del individuo mutante.

La cromatografía en papel es una técnica cuya aplicación resulta adecuada en la investigación y caracterización de las diferencias bioquímicas entre moscas de la fruta que tienen diferente constitución genética. Este procedimiento, desarrollado primero para *Drosophila* en 1951 por Hadorn y Mitchell en el Instituto de Tecnología de California, ha conducido a una mejor comprensión de la acción de los genes en este organismo.

Pigmento	*Color*	*Silvestre*	*Sepia*	*Brown*	*Scarlet*	*White*
Isosepiapterina	amarillo					
Biopterina	azul					
2-amino-4-hydroxipteridina	azul					
Sepiapterina	amarillo					
Xantopterina	verde-azul					
Isoxantopterina	violeta-azul					
Drosopterina	naranja					

Tabla I. Se dan en orden los pigmentos conforme se separan en la cromatografía; el pigmento que se encuentra en la base inferior de la tabla corresponde a la pteridina, que aparece en el extremo inferior de la cromatografía, cercano al sitio donde se aplastaron las cabezas de las moscas.

booksmedicos.org

De acuerdo con el procedimiento ideado por Hadorn y Mitchell, las cabezas de las moscas se aplastan a lo largo del borde de una pieza rectangular de papel filtro de poro medio. El papel se coloca en un solvente apropiado, el cual, durante un periodo entra al papel por acción capilar. El solvente pasa a través de la mancha donde fue aplastada la mosca y disuelve las sustancias que son solubles en él. Éstas se separan unas de otras y corren a distancias diferentes sobre el papel, dependiendo de sus propiedades fisicoquímicas. Un grupo de compuestos que pueden ser separados por cromatografía y detectados mediante la luz ultravioleta son las **pteridinas.** Las moscas de tipo silvestre producen siete pteridinas (Tabla I); las moscas mutantes para el color de ojo tienen pteridinas que son diferentes de las del tipo silvestre; algunas pueden estar completamente ausentes, mientras que otras pueden presentarse pero en cantidades anormales. Así, la cromatografía en papel conduce a un significado preciso de la caracterización de las líneas mutantes de *Drosophila.*

La mutación que causa el ojo color rosa produce un cromatograma característico de pteridinas, debido a que las moscas afectadas son deficientes en la enzima xanthina deshidrogenasa; la ausencia de esta enzima altera notoriamente la expresión fenotípica. Este ejemplo particular ilustra el concepto general de que los genes frecuentemente producen sus efectos a través de la acción de las enzimas.

En esta investigación se obtendrán cromatogramas de varios mutantes para el color de los ojos de *Drosophila melanogaster;* debido a que existen diferencias en el sexo con respecto a las pteridinas, el siguiente análisis se hará en moscas del mismo sexo.

OBJETIVOS

1. Obtener el cromatograma de diversas líneas mutantes de *Drosophila.*
2. Comparar el cromatograma de moscas de tipo silvestre con el de mutantes con respecto a siete diferentes pigmentos de pteridina.

MATERIAL

3 moscas (♀ ♀) de cada uno de las diferentes líneas mutantes para el color de los ojos: tipo silvestre (+), "sepia" (sg), "brown" *(bw),* "Plum" *(bm),* "scarlet" *(st),* "rosy" *(ry),* "cinnabar" *(cn),* "vermilion" (*v*), "white" (*w*) y 3 ♀ ♀ heterocigotas w/+
1 rectángulo de papel filtro de poro medio (12 X 17 cm)
1 varilla de vidrio con punta roma de 20 cm de largo
1 frasco con tapa 500 ml de capacidad y boca ancha
50 ml de solvente (mezcla 1:1 de hidróxido de amonio al 28% y propanol)
1 fuente de luz ultravioleta Modelo UVSL-25, Mineralight lamp, Multiband UV-254/366 nm, 115 volts, 50 Hz, 0.16 Amps o similar
1 engrapadora

MÉTODO

1. En el papel filtro trace con lápiz una línea a 1.3 cm paralela al borde que mide 17 cm y marque suavemente en ésta puntos a intervalos de 2.5 cm uno del otro (Fig. 17).
2. Con ayuda de la varilla de vidrio aplaste las cabezas de tres moscas silvestres del mismo sexo en

booksmedicos.org

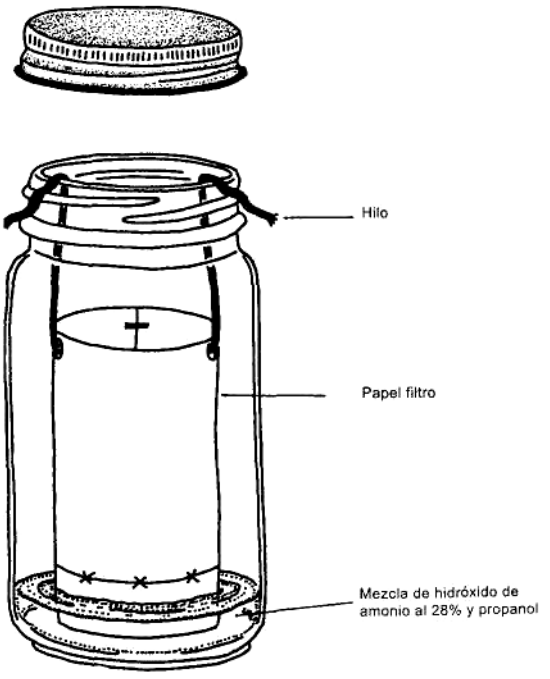


Fig. 17. Dispositivo de cromatografía para la caracterización de mutantes de *Drosophila melanogaster*.

el primer punto marcado. Lave la varilla de vidrio en la solución de hidróxido de amonio y propanol.

3. Repita el paso 2, usando tres cabezas de cada una de las moscas mutantes provistas para la prueba; separe cada tipo diferente en los intervalos de 2.5 cm indicados sobre el papel filtro. Lave la varilla de vidrio después de aplastar cada tipo de mosca. No debe tocar el papel filtro con los dedos. Señale con lápiz el tipo de moscas utilizado en la parte inferior de cada mancha mediante una letra o número. Deje secar al aire durante unos minutos antes de continuar.
4. Forme con el papel filtro un cilindro aproximadamente de 5 cm de diámetro y engrape los bordes (Fig. 17).
5. Vierta 50 ml de solvente en el frasco e introduzca el cilindro de papel filtro, el solvente no debe tocar las manchas donde las moscas han sido aplastadas y el cilindro de papel filtro tampoco debe tocar las paredes del frasco. Tape enseguida el envase. El cromatograma se debe mantener en la oscuridad debido a que las pteridinas son compuestos sensibles a la luz (Fig. 17).
6. Deje en reposo el cromatograma durante 90 minutos. En este tiempo el solvente se aproximará al borde superior del cilindro, y de esta manera llevará los pigmentos de pteridina a diferentes distancias en el papel.* Extraiga el papel filtro del frasco y deje secar al aire varios minutos, en la oscuridad.

* En la Tabla I se indican las siete pteridinas presentes en las moscas silvestres; también se indica el color que exhibe cada pigmento ante la luz ultravioleta.

booksmedicos.org

7. Remueva con cuidado las grapas, desenrolle el cromatograma y examínelo con la ayuda de una lámpara de luz ultravioleta en un cuarto o cámara totalmente oscuros. Tenga cuidado de **no mirar** directamente la fuente de luz ultravioleta.
8. Repita las actividades con moscas del sexo contrario de las mismas líneas utilizadas.

ANÁLISIS DEL CROMATOGRAMA

Complete la Tabla I indicando cuáles pigmentos detectó en el cromatograma para el tipo silvestre y cuáles para cada tipo mutante. Si es posible, compare los resultados obtenidos por otros compañeros.

CUESTIONARIO

1. ¿Los resultados coinciden con los obtenidos por los otros estudiantes que utilizaron moscas de! mismo sexo? Si no fue así, sugiera las razones posibles de la falta de concordancia.
2. ¿Los resultados obtenidos se modifican cuando se emplean moscas del sexo opuesto? ¿En qué forma?
3. ¿Cómo explicaría las diferencias en el contenido de pteridinas entre organismos de distinto sexo?
4. ¿Detectó las 7 pteridinas en las moscas silvestres? Si no fue así, proponga alguna explicación.
5. Hadorn en 1962 reportó que las moscas con ojos de color "sepia" carecen completamente de drosopterina; ¿el cromatograma confirmó esta observación?
6. De las pteridinas encontradas en las moscas silvestres, ¿hubo alguna que se encontrara en cantidad excesiva en las moscas "sepia"? Si es así, ¿de qué pigmento se trata?
7. ¿Qué pteridinas encontró en las moscas con ojos blancos?
8. ¿Qué pteridinas están presentes en las moscas de ojos color café ("brown")?
9. Leitenberg y Stokes en 1964 encontraron que los mutantes adultos de ojo blanco y ojo café no poseen ninguna pteridina. ¿Su cromatograma apoyó esta observación? Si no es así, señale alguna razón para la falta de coincidencia.
10. El color de los ojos en *D. melanogaster* es el resultado de la interacción de dos grupos de pigmentos, las pteridinas y los omocromos. ¿Qué pteridinas están presentes en las moscas de ojo escarlata?
11. Con base en la información de las preguntas 7 a la 10, prediga los fenotipos de las moscas de la F_1 y la F2 que resultan de una cruza entre una mosca homocigótica con ojos color escarlata "scarlet" y otra homocigótica con ojos color café "brown".
12. Proponga un protocolo para probar que los genes mutantes para el color de los ojos utilizados en esta investigación afectan la adaptabilidad de las moscas a su ambiente.

REFERENCIAS

Klug, W.S. y M.R. Cumming, *Concepts of Genetics,* Macmillan Publishing Company, 3a. ed., Nueva York, 1991, 724 pp.

Mertens, T.R. y R.L. Hammersmith, *Genetic Laboratory Investigations,* Macmillan, 9a. ed., Nueva York, 1991, 263 pp.

booksmedicos.org

LECTURAS SUGERIDAS

Hadorn, E., Fractionating the fruit fly. Scientific American 206 (4): 100-110, 1962.
Leitenberg, M. y E.L. Stokes, *Drosophila melanogaster* chromatography I, II. Turtox News 42 (9,10): 226-229, 258-260, 1964.
Mertens, T.R. y A.S. Bennett, *Drosophila* chromatography-again, Turtox News 47 (6): 220-221, 1969.

booksmedicos.org

Práctica 12

Cromosomas politénicos

INTRODUCCIÓN

En 1881 E.G. Balbiani encontró estructuras peculiares en los núcleos de ciertas células secretoras de los dípteros. Sin embargo no fueron reconocidas como cromosomas sino hasta 1933 cuando Th. Painter, E. Heitz y H. Bauer establecieron que dichas estructuras eran realmente cromosomas gigantes.

Se ha comprobado la presencia de este tipo de cromosomas en tejidos secretores tales como túbulos de Malpighi, recto, intestino y glándulas salivales de los dípteros.

Los cromosomas gigantes se forman mediante un proceso conocido como endomitosis, es decir, son el resultado de la sinapsis de los cromosomas homólogos, seguida por la replicación de los cromosomas sin que posteriormente ocurra división celular, constituyendo así los llamados **cromosomas politénicos.**

Se considera que en estos cromosomas atípicos pueden estar representadas hasta más de 1000 copias de la misma cromátida. Este estrecho apareamiento hace evidente la presencia de bandas oscuras las cuales varían en ancho y morfología, alternadas con regiones más claras conocidas como interbandas en patrones característicos a cada cromosoma y, en consecuencia, propias de cada especie de *Drosophila.*

En adición a lo anterior hay regiones que en ocasiones aparecen como "abultamientos" constituyendo los llamados **"puffs"** y zonas ampliamente distendidas denominadas **"anillos de Balbiani".**

Los "puffs" se originan por el desdoblamiento de las fibras en regiones de transcripción activa, es decir, regiones de intensa actividad genética.

Recientemente se ha encontrado en *Drosophila* que en general cada banda contiene el material genético de un gene simple.

Drosophila contiene cuatro pares de cromosomas, los cuales en las células somáticas en metafase se observan como sigue: un par de ellos, los del par 4, son muy cortos y tienen forma de varilla; dos pares, los cromosomas 2 y 3 son largos y con centrómeros localizados en el centro, metacéntricos, lo que les confiere una forma de V; finalmente, existe un par de cromosomas sexuales, el par 1, que debido a sus centrómeros terminales tiene el aspecto de dos varillas largas en la hembra que es XX, mientras que en el macho que es XY, además del cromosoma X en varilla se presenta otro cuerpo en forma de bastón con un gancho en su extremo, el cromosoma Y (Fig. 18).

En las células de las glándulas salivales de la mosca, cinco brazos largos parten de un centro común llamado **cromocentro,** el cual es una estructura radial y representa una coalescencia de las

booksmedicos.org

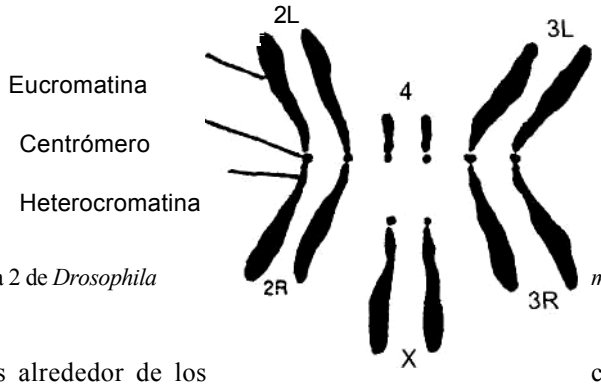


Fig. 18. Cromosomas de la 2 de *Drosophila melanogaster,* vistos en metafase.

áreas heterocromáticas alrededor de los centrómeros de los cuatro pares cromosómicos. El cromo-centro se forma por la atracción mutua y asociación estrecha de los centrómeros.

En el caso de los cromosomas politénicos se encuentra que de cada cromosoma en forma de V (pares 2 y 3) salen dos brazos, izquierdo y derecho, del cromosoma X sólo se extiende uno ya que su centrómero es terminal. En cuanto al cromosoma Y está formado principalmente por heterocromatina y no se distingue del cromocentro. En ocasiones es posible ver al cromosoma 4 saliendo del cromocentro en una extensión muy corta (véase Fig. 3, sección a color).

El estudio de los patrones de bandas e interbandas en los cromosomas politénicos ha resultado en la elaboración de mapas citológicos los cuales aportan evidencias de la localización lineal de los genes y las relaciones de ligamiento entre los mismos, por otro lado, el análisis de las alteraciones en los patrones de bandeado ha permitido la asociación de ciertos genes con bandas e interbandas específicas. Al compararse los mapas citológicos obtenidos de estos estudios con los mapas genéticos, construidos a partir del análisis de datos de entrecruzamiento utilizando marcadores fenotípicos en cruzas experimentales, se ha observado que existe consistencia en la información aportada por ambos tipos de mapas (véase Mapeo genético).

Es importante mencionar que los datos de ligamiento no corresponden exactamente con las localizaciones citológicas; sin embargo, la secuencia lineal de los genes puede verificarse en preparaciones de cromosomas de glándulas salivales.

Otra utilidad de los cromosomas politénicos es el análisis de aberraciones cromosómicas como deficiencias, duplicaciones, inversiones y translocaciones, el cual ha sido de enorme utilidad en estudios de evolución y en estudios de mutagénesis experimental.

OBJETIVOS

Observar el bandeo natural e identificar las estructuras más relevantes de los cromosomas politénicos de las glándulas salivales de *Drosophila.*

Ubicar la utilidad de los cromosomas politénicos en la localización de genes y en la identificación de cambios estructurales en los cromosomas.

booksmedicos.org

MATERIAL

Larvas de *Drosophila melanogaster* del tercer estadio
Solución fisiológica de NaCl al 0.7%
Solución de trabajo de Lacto-acetorceína*
Microscopio de disección
Microscopio óptico
2 agujas de disección o 2 pinzas de relojero
Toallas de papel
Cubreobjetos
Portaobjetos
Lápiz con goma nueva
Platina de vidrio
Solución madre: mezcle 1 o 2 g de orceína sintética en 50 ce de ácido láctico al 85% 4- 50 ce de ácido acético al 45%. Solución de trabajo: tome 10 ce de la solución madre y diluya con 10 ce de ácido acético al 45%.

MÉTODO

1. Con ayuda de una aguja de disección extraiga una larva de tercer estadio de un cultivo maduro, seleccione aquellas de mayor tamaño y coloque la larva sobre la platina en una gota de solución salina.
2. Con la ayuda de dos agujas disecte la larva. Coloque una aguja en el área de las mandíbulas y la otra en la parte central del cuerpo. Con un movimiento rápido separe la región cefálica del resto del cuerpo para obtener las glándulas que quedarán adheridas a la zona de la mandíbula (Figs. 3 y 19). Las glándulas salivales son transparentes y tienen por lo general, una franja de tejido graso adherido lateralmente en cada una de ellas; con mucho cuidado procure retirar la grasa tanto como le sea posible.
3. Coloque una gota de lacto-acetorceína en un portaobjetos limpio y transfiera las glándulas con sumo cuidado de no perderlas, deje teñir de 15 a 20 minutos sin dejar secar.
4. Coloque un cubreobjetos con una pequeña gota de colorante y haga presión con el dedo con un movimiento circular o bien, golpee con la goma de un lápiz hasta dispersar el tejido (squash), teniendo cuidado de no romper el cubreobjetos.
5. Selle con barniz de uñas. Esta preparación es semipermanente.
6. Si desea hacer preparaciones permanentes, coloque la preparación sobre hielo seco hasta que ésta se escarche por completo.
7. Con la ayuda de una navaja retire el cubreobjetos y remueva el exceso de colorante sumergiendo rápidamente el portaobjetos en alcohol etílico absoluto en dos ocasiones.
8. Antes de que se seque el alcohol coloque una gota de bálsamo de cañada en un cubreobjetos limpio y cubra la preparación.
9. Mantenga la preparación en calor bajo para eliminar las burbujas que se hayan formado.

* Lactoacetorceína.

booksmedicos.org

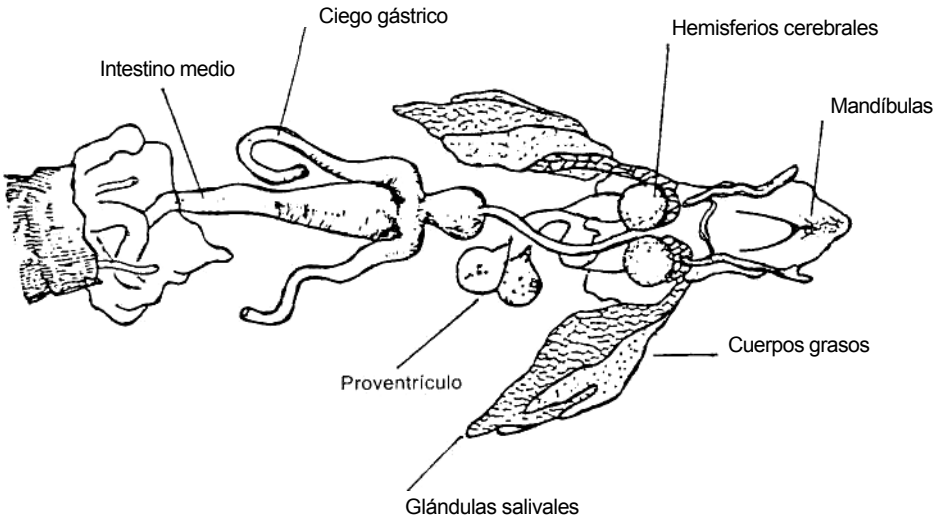


Fig. 19. Disección del extremo anterior de la larva de *Drosophila* que muestra las dos glándulas salivales y los cuerpos grasos adheridos.

10. Analice la preparación a 40 o 100 X para identificar con ayuda del mapa citológico el patrón de bandeo natural y los distintos brazos (Fig. 20); determine, si le es posible, la presencia de alteraciones (duplicaciones, inversiones, deficiencias o translocaciones) (véase Fig. 4, sección a color).

CUESTIONARIO

1. ¿A qué se llama cromocentro?
2. ¿Cuál nivel de ploidía —haploide o diploide— presentan las células de las glándulas salivales de *Drosophila?* Fundamente su respuesta.
3. ¿Qué número cromosómico tienen las células somáticas en metafase y las células de las glándulas salivales?
4. ¿A qué se llama politenia?
5. ¿Qué es la endomitosis?
6. ¿Qué representan las bandas y los "puffs" de los cromosomas politénicos?
7. ¿Qué es una aberración cromosómica?
8. Investigue y explique los siguientes términos: deficiencias, duplicaciones, inversiones y translocaciones cromosómicas.

TEMA A INVESTIGAR

1. ¿Existen cromosomas gigantes en otros organismos? Si es así, realice una lista de las diferencias

booksmedicos.org

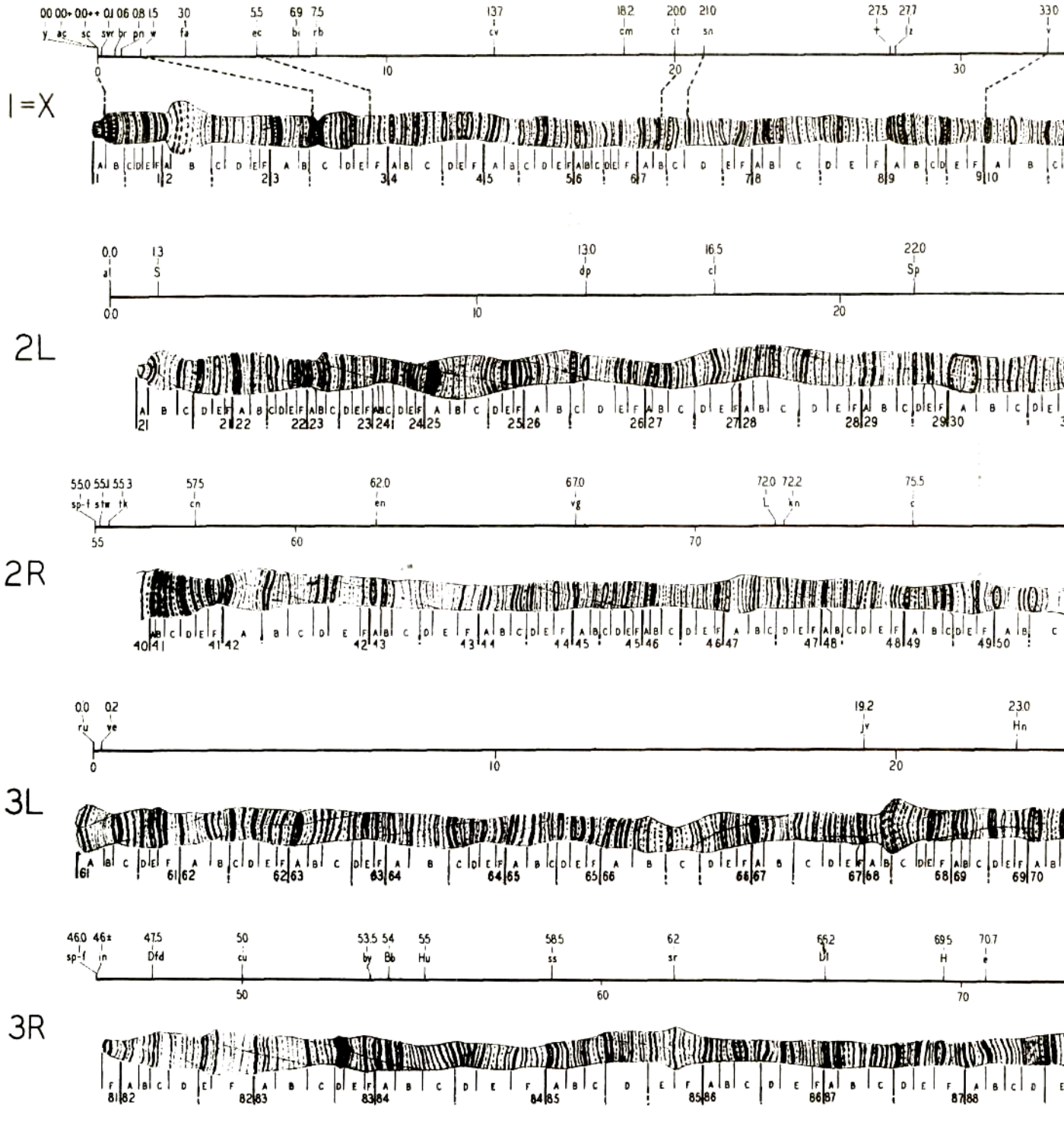


Fig. 20. Mapa citológico de *Drosophila melanogaster*.

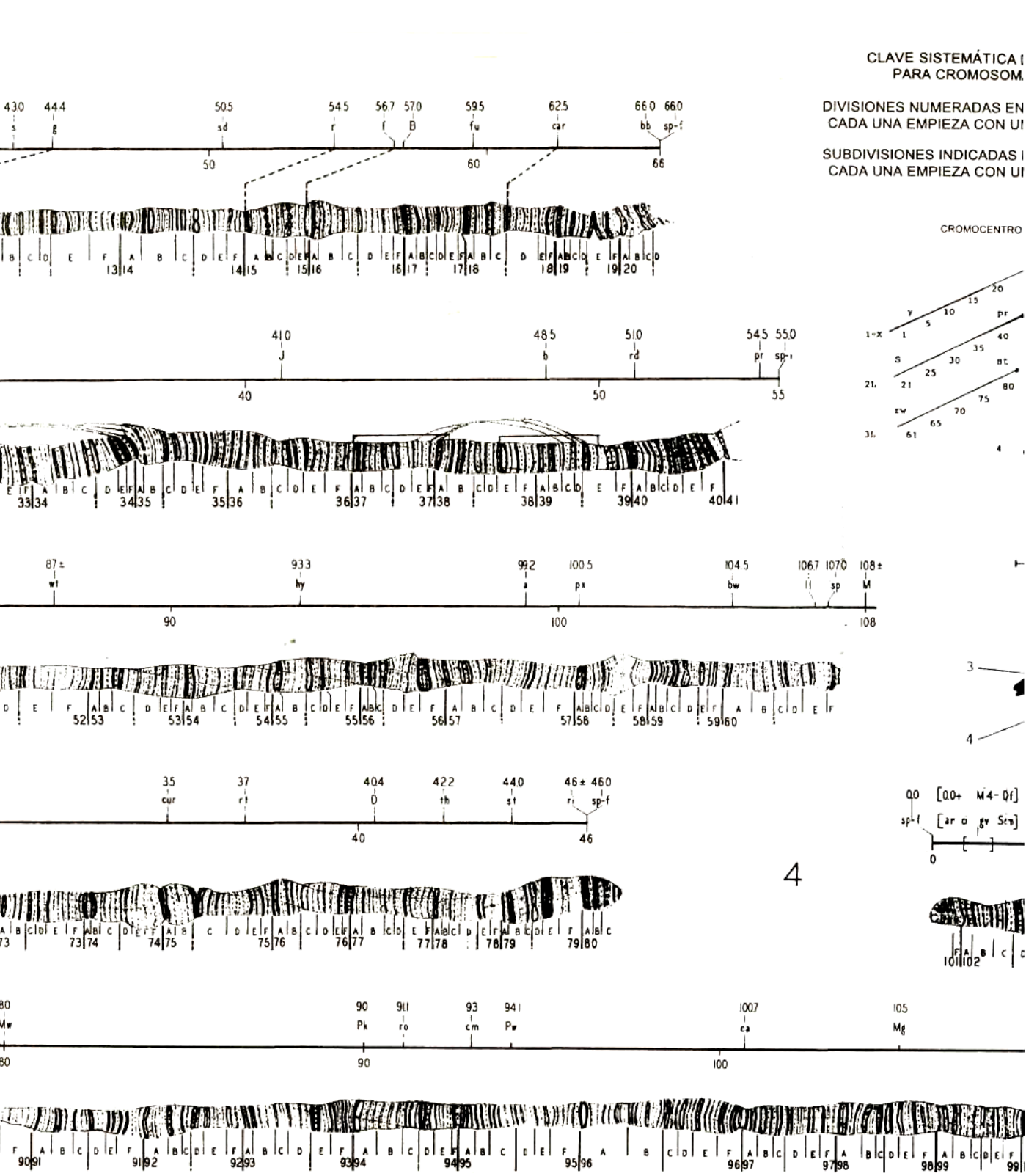
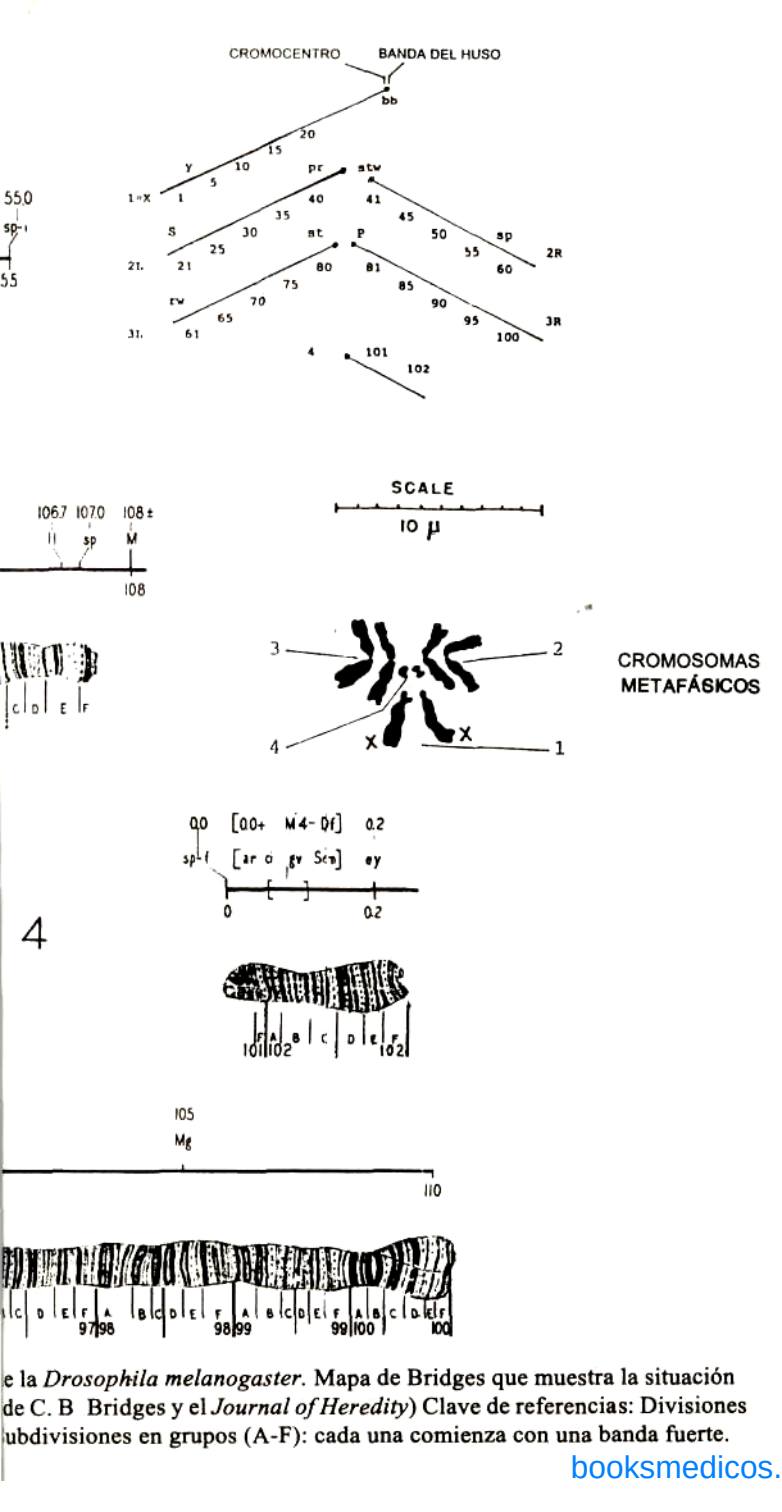


LÁMINA 1. Cromosomas de las células de las glándulas salivales de la *Drosophila melanogaster*. Map
de algunos genes importantes. (De Sinnot and Dunn con autorización de C. B Bridges y el *Journal of Her*
en grupos de 20 (1-102); cada una comienza con una banda mayor. Subdivisiones en grupos (A-F): cada



e la *Drosophila melanogaster*. Mapa de Bridges que muestra la situación
de C. B Bridges y el *Journal of Heredity*) Clave de referencias: Divisiones
ubdivisiones en grupos (A-F): cada una comienza con una banda fuerte.

booksmedicos.org

y semejanzas existentes entre los cromosomas politénicos de *Drosophila* y los que usted haya encontrado en su investigación.

REFERENCIAS

Ayala, F.J. y J.A. Kiger, *Genética moderna,* Fondo Educativo Interamericano, México, 1984, 836 pp.

Demerec, M. y B. Kaufmann, *Drosophila Guide. Introduction to the Genetics and Cytology of Drosophila melanogaster,* Carnegie Institution of Washington, 8a. ed., Washington, 1967, 45 pp.

Mertens, T. y R. Hammersmith, *Genetics. Laboratory Investigations,* Macmillan Publishing Co., 9a. ed., Nueva York, 1991, 263 pp.

Suzuki, D.T., A.J.F. Griffiths, J.H. Millery R.C. Lewontin, *Introduction to Genetic Analysis,* W.H. Freeman y Co, 3a. ed., Nueva York, 1986, 612 pp.

Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

LECTURA SUGERIDA

1. Beermann, W. y U. Clever, *Puffs Cromosómicos,* en: *Facetas de la genética,* H. Blume (Ed.), 1978: 175-183, 1964.

booksmedicos.org

Práctica 13

Herencia extracromosómica

INTRODUCCIÓN

La transmisión de los caracteres hereditarios por medio de genes nucleares y cromosomas se ha demostrado ampliamente a través de la historia de la genética. Sin embargo algunas descripciones aisladas indican que elementos citoplásmicos o extranucleares (extracromosómicos) pueden actuar como vectores en la transmisión hereditaria.

La **herencia citoplásmica** o **extracromosómica** se define como la herencia basada en elementos de ADN independientes que se encuentran en el citoplasma y se refiere al patrón de herencia de organelos y partículas parásitas o simbiontes que tienen su propio material genético.

Este patrón hereditario no sigue las reglas mendelianas para los genes cromosómicos. En algunos casos el fenotipo puede estar determinado por un producto génico presente en el citoplasma del huevo, **efecto materno,** o bien, un fenotipo puede ser la consecuencia de simbiontes intracelulares (virus o bacterias), y en ocasiones es el resultado de organelos intracelulares, tales como mitocondrias y cloroplastos.

En *Drosophila* este tipo de herencia se detectó por primera vez en Francia en 1937 por L'Heritier y Tessier al descubrir la sensibilidad de *Drosophila* al bióxido de carbono (CO_2), mostrada por algunos individuos que mueren al respirar dicho gas en concentraciones que no resultan dañinas para las moscas resistentes las cuales no presentan alteraciones y se recuperan después de la exposición al gas.

Una atmósfera que contiene CO2 en una concentración particular que supera cierto límite, ocasiona un efecto narcótico inmediato en las moscas debido probablemente a la **anoxia** resultante. Al colocarse éstas en una atmósfera normal, se elimina el efecto narcotizante y se recuperan rápidamente mostrando su movilidad característica. Los individuos resistentes pueden someterse a exposición prolongada en una atmósfera pura de CO2 por varias horas, sin que se produzca algún síntoma de daño permanente.

El comportamiento de los organismos sensibles es diferente, ya que dentro de un amplio margen de temperatura y de presión del CO2 éstos ya no se recuperan después de la exposición al gas durante un lapso de 30 segundos, y si llegan a despertar de la narcosis, muestran un estado de parálisis más o menos extremo, muriendo horas después del tratamiento.

Se ha demostrado que el sitio susceptible a la intoxicación por CO_2 es el sistema nervioso y particularmente, el ganglio torácico. En 1947 L'Heritier y Scoeux determinaron que la sensibilidad a este gas era resultado de una infección viral, en la que la entidad citoplásmica responsable de tal efecto era un virus simbiótico intracelular llamado **sigma.**

booksmedicos.org

La sensibilidad es transmitida generalmente por la hembra debido al volumen del citoplasma del huevo. Los machos también pueden transmitirlo, aunque con menos frecuencia ya que el citoplasma que lleva la célula espermática es muy escaso o nulo.

OBJETIVO

Observar la influencia de la herencia extracromosómica en la expresión fenotípica de la resistencia al bióxido de carbono en *Drosophila melanogaster*.

MATERIAL

Población silvestre de *Drosophila* (aprox. 400). (Véanse Técnicas de captura.)
Recipiente con hielo o refrigerador
2 frascos en los que se realizará la exposición al CO2
Tanque con CO_2
Termómetro
Dispositivo para aplicación del CO2

DISPOSITIVO PARA APLICACIÓN DEL CO2

El contenedor exterior (Fig. 21a) es un frasco lechero de 1/4 de litro, al que se introduce un cilindro exterior de acero (Fig. 21 *b),* que sostienen a su vez un tubo de ensayo (cámara de CO2) en cuyo interior se prueba la sensibilidad al contacto del gas de los imagos colectados. La cámara de CO2 (c) está suspendida fijamente del cilindro exterior (e), por medio de un cilindro interior atornillable (i), que comprime a dos pequeños anillos de hule, que se indican con líneas más negras en la figura *21b.* Al atornillar el cilindro se aprietan los anillos de hule, que estrangulan al tubo de ensaye en su extremo libre.

Los anillos de hule negro (a) colocados en la parte inferior y en la superior del cilindro amortiguan el impacto necesario para hacer bajar a los individuos colectados, que pasan directamente de un frasco lechero similar al empleado como contenedor exterior a la cámara de CO_2. Para aislar la cámara se emplea un tapón metálico cónico (t), o bien un tapón de goma perforado que sostiene un termómetro cuyo bulbo queda colocado a 0.5 cm del fondo de la cámara (Fig. 21c).

MÉTODO

1. Separe a hembras y machos de la población natural de *Drosophila,* contabilizando cuántos organismos tiene de cada sexo.
2. Coloque a las hembras en el dispositivo diseñado para la exposición al CO2.
3. Una vez montado el sistema se introduce en el refrigerador con el contenedor exterior con agua hasta la mitad de su altura; la temperatura que se obtiene es de 8°C, la cual está dentro del rango de temperatura empleada para la identificación fisiológica de la presencia del virus sigma en las células del huésped.

booksmedicos.org

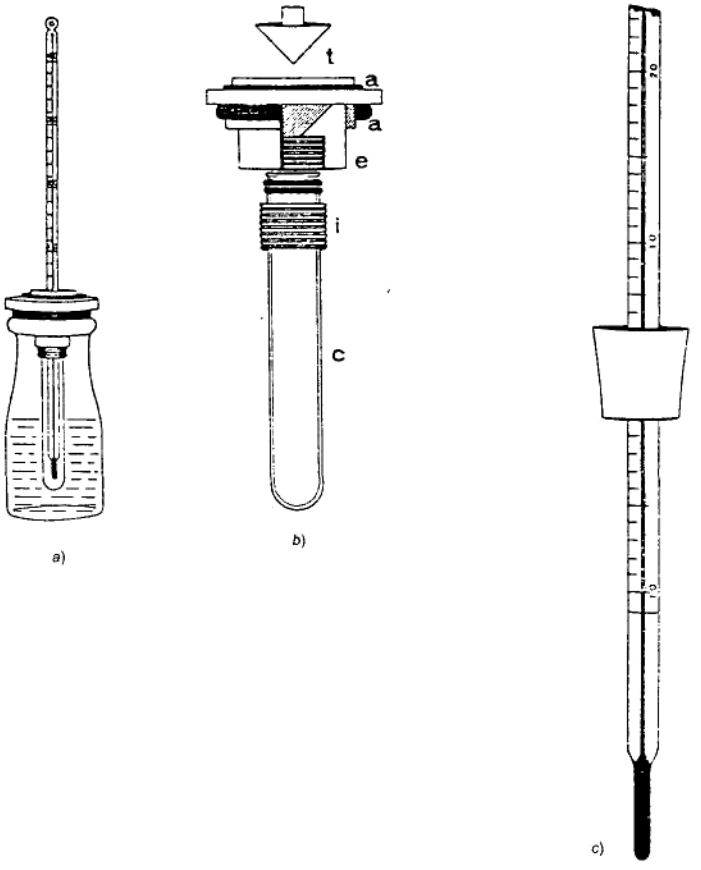


Fig. 21. Sistema para probar la sensibilidad al bióxido de carbono de los imagos de *Drosophila.* (Tomado de Félix R., An. Inst. Biol., UNAM, Ser. Biol. Exp. (1) : 49-50, 1969.)

4. El gas carbónico se introduce mediante un tubo de goma conectado a un cilindro de CO_2, cuya corriente se controla mediante un regulador. El tubo se llena del gas inmediatamente, conservando la concentración requerida. La exposición al gas, lleva a todos los individuos a un estado de narcosis característico que se prolonga durante quince minutos.
5. Transcurrido ese tiempo se retira el sistema del refrigerador y se sacan las moscas inmóviles invirtiendo la cámara, la cual se ha separado del contenedor externo.
6. Los individuos inmóviles se cubren con un frasco vacío invertido; transcurrida una hora se registra el número de individuos sensibles, es decir, aquellos que no se recuperan de la narcosis, y el número de individuos no portadores del virus, cuya actividad es normal a la temperatura ambiente.
7. Calcule el coeficiente de sensibilidad (individuos sensibles/total de individuos tratados). Calcule el porcentaje de sensibilidad.
8. Realice lo mismo con los machos.

booksmedicos.org

CUESTIONARIO

1. ¿A qué se llama herencia extracromosómica?
2. Mencione al menos tres diferencias entre la herencia extracromosómica y la herencia nuclear.
3. Describa algún efecto materno en *Drosophila.*

REFERENCIAS

Félix, R., Sistema para probar la sensibilidad al bióxido de carbono de los imagos de *Drosophila,* An. Inst. Biol. UNAM, México 40, Ser. Biol. Exp. (1): 49-50, 1969.

Gardner, E.J., *Principios de genética,* Limusa, 2a. ed., México, 1976, 551 pp.

Jenkins, J.B., *Genética,* Reverte, México, 1982, 775 pp.

Tamarin, R.H., *Principles of Genetics,* PWS Publishers, Boston, 1982, 732 pp.

LECTURAS SUGERIDAS

Sager, R., *Los genes extracromosómicos,* En: *Facetas de la genética,* H. Blume (Ed.) 1978: 101-109, 1965.

Goodenough, U. y P.P. Levine, *La actividad genética de las mitocondrias y los cloroplastos.* En: *Facetas de la genética,* H. Blume (Ed.) 1978, Madrid: 111-119, 1970.

booksmedicos.org

Práctica 14

Detección de genes letales dominantes

INTRODUCCIÓN

Cualquier cambio en el orden, la secuencia y la información del material genético se conoce como **mutación.** Las alteraciones que conducen a la aparición de mutaciones pueden surgir en cualquier momento a lo largo de la producción de las células sexuales y se harán evidentes por la interferencia en el desarrollo o en diversas funciones de los descendientes que llevan la mutación. En algunas ocasiones éstas se manifiestan por la muerte del organismo afectado. Existen varios tipos de mutación, los cuales se clasifican de diversas maneras: por el tamaño, se separan en **puntuales** y **gruesas;** por la calidad, en **estructurales y rearreglos;** por su origen en **espontáneas** e **inducidas;** por la magnitud del efecto fenotípico se toma en cuenta si producen **cambios en la frecuencia de alelos en la población, isoalelos** o si **afectan la viabilidad;** de acuerdo con la dirección se clasifican en **mutaciones hacia adelante, retromutaciones y supresoras,** y por el tipo celular que afectan, en **somáticas y germinales.**

Es importante tomar en cuenta que pueden existir aún más variaciones asociadas con la expresión de las mutaciones. Así, en relación con aquellas que implican una desventaja para el organismo portador se agrupan en **deletéreas y letales.** Las primeras confieren una desventaja competitiva a los individuos portadores, pero no llegan a provocar la muerte; las segundas incluyen a las alteraciones que tienen por resultado la muerte del portador. A su vez, estas últimas pueden ser **dominantes** y causar la muerte del organismo tanto en los homocigotos como en los heterocigotos; **recesivas** si ocasionan la muerte sólo en condición homocigótica; **de efecto retardado,** aquellas que permiten que nazcan los portadores, pero no alcanzan la etapa reproductiva; **de efecto temprano,** si provocan la muerte en las primeras etapas del desarrollo embrionario, lo que ocasiona que su detección se dificulte ya que la presencia de este tipo de genes queda enmascarada entre otras causas como la infertilidad, la viabilidad o incluso, la contaminación debida a causas ajenas a los estudios.

Existen numerosas técnicas en *Drosophila* diseñadas para cuantificar el efecto de las mutaciones, en particular, las debidas a genes letales que se expresan durante el desarrollo embrionario.

Es importante tomar en cuenta que cierta proporción de los huevos no llega a ser fertilizada confundiéndose con aquellos embriones que son portadores de genes letales. En 1967, Sankaranarayanan propuso una técnica que discrimina entre huevos infértiles y embriones muertos. Se colectan huevos de progenitores tratados y se incuban en condiciones ambientales controladas. Posteriormente se cuentan, registran y eliminan las larvas que han emergido y se cuantifica el número de huevos restante. Después de repetir este proceso en varias ocasiones, se exponen los huevos que quedan a una fuente moderada de aire caliente y se bañan con aceite para analizarlos a través de la cubierta del

booksmedicos.org

huevo, ahora transparente. Si éstos son infértiles serán totalmente transparentes; si sufrieron muerte embrionaria temprana serán blancos y moteados, y por último, presentarán una tonalidad café y/o presentarán algunas estructuras larvarias si la muerte sucedió en el desarrollo embrionario tardío.

OBJETIVO

Inducir mutaciones letales dominantes por un agente químico en *Drosophila melanogaster*.

MATERIAL

120 ♀ ♀ vírgenes y 120 ♂ ♂ de *Drosophila melanogaster* de tipo silvestre
1/2 litro de medio de cultivo sin solidificar
100 ml de medio de cultivo sin solidificar*
Frascos con tapón esterilizados
4 frascos con medio de cultivo fresco
4 embudos adaptadores (Fig. 22)
4 cajas de petri
Cinta adhesiva transparente
Eterizador
Pincel
Microscopio de disección
Platina de vidrio
Éter
5 ml de aceite de inmersión
1 aguja fina
5 ml de una solución 1 mM de metil-metano-sulfonato (MMS)* o de cualquier otro compuesto químico que se desee estudiar

MÉTODO

1. En 150 ml de medio de cultivo sin solidificar, que debe estar a 60°C, añada 2 ml de la solución más 1 mM de MMS y agite. Vierta 60 ml de la mezcla en 2 frascos cremeros (una capa aproximadamente de 2 cm de altura). Prepare otros 2 frascos usando medio sin MMS. Deje enfriar hasta el siguiente día.
2. Coloque 30 ♂ ♂ en cada uno de los cuatro frascos y déjelos ahí por 48 horas; los frascos sin MMS servirán como controles.
3. En frascos con medio fresco cruce a las ♀♀ vírgenes con los machos tratados y los machos

* El MMS es un agente alquilante con efectos mutagénicos probados, por lo que siempre que tenga contacto con el MMS es indispensable el uso de guantes de cirujano. Se recomienda que sea el instructor el que manipule esta solución.

booksmedicos.org

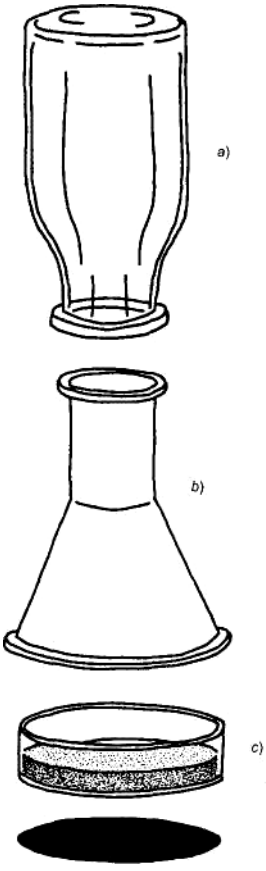


Fig. 22. Dispositivo para la colecta de huevos para la práctica de letales dominantes, *a)* Frasco lechero con moscas, *b)* embudo adaptador, c) caja de petri con 3 mm de medio de cultivo.

control, sembrando 30 parejas en cada uno; mantenga a las moscas en estos frascos por un mínimo de 48 horas para facilitar el apareamiento.

4. Vierta una capa **muy delgada** (3 mm) de medio de cultivo sin solidificar (muy caliente) y extiéndalo de tal forma que quede una película de medio translúcida; tape la caja y deje hasta el día siguiente. Una vez solidificado divida en 16 cuadrantes el interior de las cajas de petri, marcando con una aguja muy fina en la película del medio de cultivo y teniendo cuidado de no romperla ni separarla.
5. Fije los dispositivos para colectar huevos a las cajas de petri con cinta adhesiva (Fig. 22), transfiera las moscas de cada frasco en cada uno de los dispositivos y déjelas por 16 horas para que ovopositen.
6. Retire a las moscas y deséchelas. Con ayuda del microscopio de disección registre inmediatamente el número de huevos por cuadrante, colectados en cada caja.
7. Doce horas después registre el número de larvas que han emergido y retírelas con ayuda de un pincel muy fino, anote el número de huevos restantes. Repita esta operación en 3 nuevos periodos de 12 horas cada uno (Hoja de Registro 1).

booksmedicos.org

8. Exponga durante 30 segundos las cajas de petri con los huevos restantes a una corriente de aire moderadamente caliente (puede utilizar una secadora de pelo a temperatura baja); cubra los huevos con una capa de aceite de inmersión para hacer transparente la cubierta de éstos.
9. Observe los huevos al microscopio y registre cuántos son infértiles (transparentes), indicadores de muerte embrionaria temprana (blancos con motas) e indicadores de muerte embrionaria tardía (tonalidad café y/o estructuras larvarias).
10. Sume los datos registrados por caja en todos los conteos y obtenga el número de huevos totales; calcule la frecuencia de: viabilidad (número de larvas/total de huevos), huevos estériles (número de huevos/total de huevos), huevos con muerte temprana (huevos blancos/total de huevos) y la de huevos con muerte tardía (huevos cafés/total de huevos).
11. Compare los resultados obtenidos en el lote experimental con los del lote control.
12. Aplique la prueba de X^2 (Tablas de contingencia de 2 X 4) y decida la aceptación o rechazo de la H_o a un valor de $P < 0.05$ (Hoja de Registro 2).

CUESTIONARIO

1. ¿Cómo explica la presencia de huevos infértiles en el lote control?
2. ¿Cómo se espera que sea la frecuencia de huevos infértiles en ambos lotes? Explique.
3. ¿Qué esperaría si utilizara concentraciones menores y mayores de MMS?
4. Las mutaciones silenciosas no tienen efecto en el fenotipo. ¿Cómo se detecta su presencia?
5. ¿Considera que las mutaciones letales son más frecuentes que las mutaciones benéficas? Funda mente su respuesta.
6. Si las bacterias tienen una tasa de mutación menor que la del hombre, ¿significa que las bacterias tienen menos mutaciones que el hombre?
7. Investigue un ejemplo de cada una de las mutaciones mencionadas en la introducción.
8. Qué es más importante en el proceso evolutivo, ¿una mutación letal dominante o una letal recesiva? Explique.

REFERENCIAS

Gardner, E., *Principios de genética,* Limusa, México, 1980, 550 pp.

Sankaranarayanan, K., The effects of nitrogen and oxygen treatment on the frecuency of X-ray-induced dominant lethal and on the physiology of the sperm in *Drosophila melanogaster,* Mutat. Res. 4: 641-661, 1967.

Gaytán, O.J., Efecto del Dalapon sobre la inducción de mutaciones letales recesivas ligadas al sexo en *Drosophila melanogaster,* Tesis de licenciatura (Biólogo), UNAM, México, 1988.

Srb, A., Owen R. y A. Edgar, *Genética general,* Omega España, 1970, 625 pp.

Standsfield, W., *Genética,* McGraw-Hill, 3a. ed., México, 1992, 405 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO 1. RESUMEN DE LOS DATOS OBTENIDOS EN LA PRUEBA DE MUTACIONES LETALES DOMINANTES

Eventos:	*Control*		*Experimental*	
Número de huevos	No.	Fr.	No.	Fr.
Larvas				
H. infértiles				
H. blancos				
H. cafés				

REGISTRO 2. TABLA DE CONTINGENCIA DE 2 X 4 PARA

	Evento				
Lote:	*Larvas*	*H. inferí*	*H. blanco*	*H. café*	*Total*
Control					
Experimental					
Total					

booksmedicos.org

Práctica 15

Interacción entre dos especies (ecología)

INTRODUCCIÓN

Dos especies que cohabitan en un mismo espacio y tiempo tienden a interaccionar de manera: neutra (0), negativa (-) y positiva (+) en combinaciones 0 0, –, + +, + – y – 0. Estas subdivisiones implican el tipo de relación entre las dos especies; así, en el **neutralismo** se considera que ninguna de las especies es afectada por la presencia de la otra (0 0); cuando ambas poblaciones se inhiben simultáneamente se dice que existe **competencia del tipo de inhibición mutua** (–); otra forma de interacción ocurre cuando, en forma indirecta, cada población es afectada adversamente por la otra al competir por un recurso escaso y se le denomina **competencia por el uso de recurso** (–); puede ocurrir que una de las poblaciones sea afectada y la otra no, como en el **amensalismo** (– **0);** si una población afecta a la otra directamente pero al mismo tiempo depende de ella y no llega a producir su muerte, se dice que existe **parasitismo** (– +); la interacción anterior puede tener efectos más drásticos en la población afectada provocando la muerte de los organismos que forman parte de ella, entonces se considera que existe **predación** (– +). La interacción entre las especies no es deletérea en todos los casos, así, en el **comensalismo** una de las poblaciones es beneficiada y la otra perjudicada (– +), o como ocurre en la **protocooperación** se puede dar una asociación no obligatoria, pero en la que ambas poblaciones se benefician (+ +); cuando la asociación entre las poblaciones es obligatoria, ambas son beneficiadas y además existe dependencia mutua, se asume que es una relación de **mutualismo** (+ +).

Los efectos de las distintas relaciones que surgen entre las poblaciones se observan en diversos aspectos que reflejan el éxito adaptativo de las poblaciones al ambiente en que habitan. Éstos son: la tasa de reproducción, la de crecimiento y la de mortandad de una población, entre otras.

OBJETIVO

Determinar las relaciones de competencia que se producen entre dos especies de *Drosophila* que coexisten en un mismo ambiente.

MATERIAL

60 ♀ ♀ vírgenes y 60 machos de *Drosophila melanogaster* de tipo silvestre

booksmedicos.org

60 ♀ ♀ vírgenes y 60 machos de *Drosophila virilis* de tipo silvestre
6 frascos con medio de cultivo fresco
6 tapones de hule espuma
Eterizador
Éter etílico
Pincel
Microscopio de disección
Platina de vidrio

MÉTODO

1. Observe detenidamente el fenotipo-de las moscas de las dos especies de *Drosophila,* con la finalidad de poder distinguirlas fácilmente.
2. Realice tres cruzas diferentes con dos frascos para cada una.
3. Para la **cruza 1** (C_1) coloque en cada frasco 20 ♀ ♀ vírgenes + 20 ♂♂ de *D. melanogaster.*
4. Para la **cruza 2** (C_2) coloque 20 ♀ ♀ vírgenes + 20 ♂ ♂ de *D. virilis* por frasco.
5. Para la **cruza 3** (C_3) coloque 10 ♀ ♀ vírgenes + 10 ♂ ♂ *de D. melanogaster y* 10 ♀ ♀ vírgenes + 10 machos de *D. virilis* por frasco.
6. Retire a los progenitores de todas las cruzas 5 días después.
7. Una vez que emerga la descendencia (aproximadamente en 15 días), saque las moscas de cada frasco y cuente el número que obtuvo de cada una de ellas. Repita este procedimiento hasta el día 18 de iniciada la cruza (Registro 1).
8. Compare el número total de cada especie de moscas que emergieron en la cruza 3 con 1/2 del número de moscas registrado en las cruzas 1 y 2, respectivamente (Registro 2).
9. Aplique la prueba estadística de X^2 (tablas de contingencia 2X2) para evaluar el efecto de la coexistencia de las dos especies (Registro 3).

CUESTIONARIO

1. ¿Que tipo de interacción(es) detectó en la cruza número 3? Apoye su respuesta en los resultados del análisis estadístico.
2. ¿A qué llamaría competencia interespecífica?
3. ¿A qué llamaría competencia intraespecífica?
4. ¿Considera que se presentó alguno de los dos tipos de competencia, o ambos, en la cruza 3? Fundamente su respuesta.
5. ¿Qué importancia tienen las relaciones interespecíficas en un ecosistema?
6. Dé un ejemplo de cada uno de los tipos de interación que se mencionan en la introducción.
7. De todos los tipos de interacción, ¿cuál o cuáles sería(n) las que más influirían como presiones de selección en el proceso evolutivo?
8. Diseñe una práctica para probar el efecto de la competencia interespecífica y el espacio con *Drosophila.*

booksmedicos.org

REFERENCIAS

Odum, P.D., *Fundamentos de ecología,* Interamericana, México, 1986, 415 pp.
De Garay, A.L., *Genética de poblaciones y evolución,* UAP, México, 1988, 275 pp.
Flagg, R.O., *Carolina Drosophila Manual,* Carolina Biological Supply Co, Carolina, 1988, 31 pp.

LECTURAS SUGERIDAS

Félix, R., Olvera, O., Guzmán, J., y M.E. de la Rosa, Competencia entre poblaciones experimentales de *Drosophila melanogaster* y de *Drosophila ananassae,* Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural, tomo XXXIV, diciembre, 1973.
Stebbins, G., *Procesos de la evolución orgánica,* Prentice/Hall International, México, 1980, 199 pp.
Negrete, J. Yankelevich, G. y J. Soberón, *Juegos ecológicos y epidemiológicos,* Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, México, 1981, 240 pp.

booksmedicos.org

REGISTRO 1. PROGENIE OBTENIDA EN LAS CRUZAS EXPERIMENTALES

No.	*Cruza 1*	*Cruza 2*	*Cruza 3*
	*D. melanogaster**	*D. virilis***	*D. melanogaster** *D. virilis***
♀ ♀	*		*
♂ ♂	*		*
♀ ♀		**	**
♂ ♂		**	**
T			

REGISTRO 2. COMPARACIÓN DEL NÚMERO DE MOSCAS EN LAS TRES CRUZAS

Especie	*No. de*	1/2 C 1	1/2 C 2	C 3
D. melanogaster	♀ ♀			
	♂ ♂			
	Total			
D. virilis	♀ ♀			
	♂ ♂			
	Total			

REGISTRO 3. TABLA DE CONTINGENCIA DE X^2

	D. melanogaster		*D. virilis*		*Total*
Valor:	o	e	o	e	
½ Cl y ½ C2					
C3					
Total					

booksmedicos.org

Práctica 16

Genética de poblaciones

INTRODUCCIÓN

Los miembros de una especie se distribuyen normalmente en un amplio rango geográfico. Sin embargo, una **población** es un grupo local de organismos que pertenecen a la misma especie y entre los cuales ocurre apareamiento real, que produce descendencia fértil. El conjunto de información genética que tienen los organismos es denominado **poza génica.** Para un gene dado esta poza incluye a todos los alelos de un gene presentes en la población. En la **genética de poblaciones** los estudios se enfocan en grupos numerosos o poblaciones, más que a los organismos individuales y a la medición de las frecuencias de genes (alelos) o genotipos de una generación a la siguiente. El término **frecuencia alélica** se emplea para representar la frecuencia de un alelo particular en la población, en contraste con la **frecuencia genotípica,** la cual se refiere a la frecuencia de aparición de combinaciones particulares de alelos. Los gametos formados por una generación constituyen a la poza génica para formar los cigotos de la generación siguiente. Esta nueva generación producirá a su vez una nueva poza génica que puede diferir de la anterior.

Las poblaciones son dinámicas, de forma que reducen o incrementan su tamaño a través de cambios en el número de nacimientos y muertes, así como por migración o mezcla con otras poblaciones.

Para establecer el comportamiento de las poblaciones, Godfrey H. Hardy y Wilhelm Weinberg propusieron independientemente un modelo matemático en 1908. El modelo de Hardy-Weinberg es uno de los conceptos elementales en la genética de poblaciones; como en la mayoría de los modelos se asumen una serie de suposiciones:

1. La población es infinitamente grande o suficientemente grande de tal forma que no existan errores de muestreo.
2. Entre las poblaciones el apareamiento ocurre al azar.
3. No hay ventaja selectiva de ningún genotipo, esto es, todos los genotipos producidos son igualmente viables y fértiles.
4. No existe mutación, migración o deriva génica.

Suponga que un *locus* tiene dos alelos, A y a. La frecuencia del alelo dominante A en huevos y espermatozoides se representa por p y la del alelo recesivo por q. Ya que la suma de p y q representan el 100% de los alelos del gene en la población, entonces $p + q = 1$. Se utiliza un cuadrado de Punnett para representar las combinaciones de los gametos que contienen a los alelos y los fenotipos resultantes:

booksmedicos.org

♀ \ ♂	A (p)	a (q)
A (p)	AA (pp)	Aa (pq)
a (q)	Aa (pq)	aa (qq)

En el apareamiento al azar, la probabilidad de que un huevo y un espermatozoide generen un gameto conteniendo AA es p X p = p^2. De la misma manera, la probabilidad de que se genere un cigoto con alelos diferentes (Aa) es (p X q) + (p X q) = 2pq, y la probabilidad de que sólo contenga alelos recesivos (aa) es q X q = q^2.

Observe que estos términos describen otro aspecto importante de este modelo: las frecuencias alélicas determinan a las frecuencias genotípicas. Así, la distribución de genotipos en la siguiente generación es

$$p^2 + 2pq + q^2 = 1$$

En una población en la que el 60% de los alelos para un gene dado son A y el 40%, a. Entonces p = 0.6 y q = 0.4, y p(0.6) + q(0.4) = 1. La distribución de genotipos producidos al azar se muestra a continuación:

♀ \ ♂	A p = 0.6	a q = 0.4
A p = 0.6	AA p^2 = 0.36	Aa pq = 0.24
a q = 0.4	Aa pq = 0.24	aa q^2 = 0.16

En esta generación el 36% (p^2) de los individuos serán homocigotos dominantes, el 48% (2pq) será heterocigoto y el 16% (q^2) será homocigoto recesivo. Así, la frecuencia del alelo A en la siguiente generación será:

$$\mathbf{p^2 + {}^1/_2\, 2pq}$$
$$0.36 + {}^1/_2\,(0.48)$$
$$0.36 + 0.24 = 0.60$$

Para a, la frecuencia será:

booksmedicos.org

$$\mathbf{q}^2 + {}^1/_2\,\mathbf{2pq}$$
$$0.16 + {}^1/_2\,(0.48)$$
$$0.16 + 0.24 = 0.40$$

Ya que p + **q** = 1, el valor de **a** puede calcularse también como

$$\mathbf{q} = 1 - p$$
$$\mathbf{q} = 1 - 0.60 = 0.40$$

Los valores de A y **a** en la nueva generación son los mismos que en la generación anterior. Cuando en una población las frecuencias de un gene dado permanecen constantes de una generación a la siguiente, se dice que está en **equilibrio genético.** En este caso, las frecuencias de A y **a** permanecen constantes por lo que puede concluirse que las suposiciones del modelo de Hardy-Weinberg se cumplen. El equilibrio genético mantiene un estado de **variabilidad genética** en una población y una vez que se fijan en una población las frecuencias de los alelos, éstas se mantienen sin cambio.

La ley de Hardy-Weinberg permite comparar las frecuencias génicas y genotípicas en las poblaciones. Sin embargo, es difícil, si no es que imposible, encontrar poblaciones naturales en las que las condiciones impuestas por este modelo se cumplan. Las poblaciones en la naturaleza son dinámicas y los cambios en el tamaño y la estructura son parte de su comportamiento, lo anterior no invalida al modelo, sino que lo convierte en un auxiliar para estudiar las fuerzas que introducen y mantienen la diversidad genética en las poblaciones.

Algunas de las fuerzas que modifican el equilibrio en las poblaciones son: la mutación, por la cual se crean nuevos alelos y se incrementa la variación genética; la migración, la cual ocurre cuando los individuos de una población se mueven a otras poblaciones que se encuentran separadas geográficamente, con lo que salen alelos de la población; la selección natural, por su parte, es la principal fuerza que cambia las frecuencias alélicas de una población y tiene, por tanto, un gran valor en el proceso evolutivo.

Las fuerzas que originan las mutaciones génicas operan aleatoriamente, lo que implica que las mutaciones se producen sin que exista alguna relación con su futura adaptabilidad al ambiente.

El intercambio de los genes por la recombinación genera nuevas combinaciones cuya distribución aleatoria produce, a su vez, otras combinaciones de los genes en las células germinales, sin embargo, no altera por sí sola las frecuencias génicas de manera significativa, ni provoca evolución alguna. En ausencia de selección, las frecuencias génicas se mantienen constantes de una generación a otra.

La deriva genética se refiere a los cambios en la frecuencia de los genes debidos meramente a "desviaciones aleatorias" de las proporciones esperadas, que ocurren cuando hay un número reducido de descendientes y de parejas reproductoras en la población. El efecto no tiene relación con los beneficios o perjuicios que ocasionan los genes involucrados. La deriva genética, por último, sólo opera en poblaciones pequeñas y aisladas.

OBJETIVO

Determinar la frecuencia de pérdida de un alelo recesivo en una población.

booksmedicos.org

MATERIAL

100 ♀ ♀ vírgenes de la línea "white", con ojos blancos
1 cultivo de moscas de tipo silvestre
12 frascos con medio de cultivo fresco
Eterizador
Éter
Pincel
Platina
Microscopio de disección

MÉTODO

1. Obtenga 100 ♂♂ del cultivo de moscas silvestres. Mantenga el cultivo mediante siembras sucesivas en frascos con medio fresco a lo largo de toda la práctica.
2. En dos frascos con medio de cultivo coloque 50 ♀♀ vírgenes con los ojos blancos y 50 ♂ ♂ de tipo silvestre en cada uno.
3. Anote la frecuencia génica inicial en la hoja de registro.
4. A los cinco días elimine a los progenitores.
5. A partir del día 10 de iniciada la cruza empiece a aislar ♀ ♀ vírgenes de la F_1; consérvelas en frascos con medio fresco hasta que reúna 100 ♀ ♀ vírgenes. Anote el número total de ♀ ♀ y ♂♂ que emerjan durante cinco días; deseche a los machos con ojos blancos y a las hembras no vírgenes.
6. En dos frascos con medio de cultivo fresco coloque 50 ♀♀ F_1 vírgenes y 50 ♂ ♂ de tipo silvestre, con ojos rojos.
7. Retire a los progenitores cinco días después.
8. Repita los pasos 5 y 6 hasta la F_5.
9. Con los datos obtenidos calcule la frecuencia de los alelos para el color del ojo tipo silvestre (+) y blanco (*w*).
10. Haga una tabla con los resultados obtenidos y grafique la frecuencia de cada alelo *versus* la generación.

CUESTIONARIO

1. ¿Considera que este proceso ocurra en la naturaleza? Explique.
2. ¿Por qué es necesario eliminar los progenitores en cada generación?
3. ¿Podría ocurrir de manera similar la pérdida de un alelo dominante? Argumente su respuesta.
4. ¿Se modificarían las frecuencias obtenidas en cada generación si aumentara el número de progenitores?
5. ¿Se modificarían los resultados si las ♀ ♀ de la cruza inicial fueran de tipo silvestre y los ♂ ♂ tuvieran ojos blancos?

booksmedicos.org

6. ¿Qué sucedería si se variara la frecuencia inicial de los genes silvestres (+) y "white" (w), por ejemplo, 30% de tipo silvestre y 70% "white"?

REFERENCIAS

Avers, C.J., *Genetics,* Willard Grant Press, 2a. ed., Boston, 1984, 644 pp.
Klug, W.S. y M.R. Cummings, *Concepts of Genetics,* Macmillan Publishing Company, 3a. ed., Nueva York, 1991, 724 pp.
Stansfield, W.D., *Genetics,* McGraw-Hill, 3a. ed., Nueva York, 1991, 452 pp.

LECTURA SUGERIDA

Blanco, M., *Las teorías de la evolución hoy,* Mundo Científico, Vol. 2, Núm. 12: 288-303, 1982.

booksmedicos.org

FRECUENCIA DE PÉRDIDA DE UN ALELO RECESIVO

Generación	♀ ♀	♂ ♂	*Total*
P			
F_1			
F_2			
F_3			
F_4			
F_5			

FRECUENCIA DE LOS ALELOS + *Y W*

Generación	p	q	p^2	2pq	q2
0					
1					
2					
3					
4					
5					

booksmedicos.org

Apéndice 1

Probabilidad y estadística

El análisis genético de los patrones de herencia mendelianos se basa en las interpretaciones de valores numéricos obtenidos directamente de la progenie en cada generación. Estos datos numéricos son sintetizados como proporciones de clases fenotípicas o de algún equivalente en el caso de la genética cuantitativa. Al aplicar varios métodos estadísticos para el análisis genético de una característica un investigador es capaz de: 1) juzgar si un dato numérico observado se ajusta o no a la proporción esperada para el patrón de herencia de la característica; 2) calcular la probabilidad de ocurrencia de un evento, una vez que el patrón de herencia se ha establecido, y 3) juzgar estadísticamente si hay o no bases genéticas para la transmisión del rasgo de los progenitores a la progenie. En todos los casos, los métodos estadísticos proporcionan una forma objetiva por la que alguna hipótesis puede ser evaluada de acuerdo con el número de datos obtenidos directamente en estudios de poblaciones de progenie, en análisis de cruzas o como muestras de individuos extraídas de poblaciones. Para tratar con diferentes situaciones se han adaptado varios métodos estadísticos, tales como la variación continua *versus* la discontinua y observaciones de análisis de cruzas *versus* un muestreo más general de los individuos.

Inicialmente los genotipos resultantes de una cruza se esquematizan en un tablero de ajedrez genético o bien se combinan mediante el método dicotómico o dirrámico; sin embargo, al aumentar el número o la complejidad de los eventos analizados, estos métodos resultan tediosos y tardados por lo que es más conveniente expresar los resultados en una forma probabilística. Además, la prueba de X^2 proporciona un método para hacer un juicio objetivo del ajuste entre el número de individuos producidos realmente en cada clase de progenie en una cruza y el número esperado con base en la proporción teórica para un patrón de herencia particular.

1. Probabilidad

En la cruza de dos líneas puras, una dominante (AA) y una recesiva (aa), se espera que la primera generación filial o F_1 esté constituida únicamente por organismos heterocigotos para ese par de alelos (Aa), ya que los progenitores producen un solo tipo de células sexuales o gametos portando los alelos Aya, respectivamente. Si estos individuos se aparean entre sí en la cruza F_1 X F_1, producirán en la siguiente generación o F_2, organismos con tres combinaciones genotípicas diferentes, ya que cada miembro Aa produce dos tipos de gametos, la mitad portará el alelo A y la otra mitad el alelo a. Así, la segunda generación será el producto de la combinación al azar de todos los tipos de gametos de los progenitores F_1:

booksmedicos.org

P	♀♀	**AA**	X	♂♂	**aa**
G	100%	**A**		100%	**a**
F_1		100%	**Aa**		
G		$^1/_2$**A**	;	$^1/_2$ **a**	

F_1 X F_1

♀ \ ♂	$^1/_2$ A	$^1/_2$ a
$^1/_2$ A	$^1/_4$ AA	1/4 Aa
$^1/_2$ a	1/4 Aa	$^1/_4$ aa

Frecuencia genotípica	*Genotipos*	*Proporción fenotípica*		*Fenotipos*
$^1/_4$	AA	$^1/_4$	$^3/_4$	A_
$^1/_2$	Aa	$^1/_4$		
	Aa	$^1/_4$		
$^1/_4$	aa	$^1/_4$		aa

Así, la proporción genotípica familiar 1 AA: 2 Aa: 1 aa es el resultado de las combinaciones alélicas que ocurren en una proporción de ¼ : ½ : ¼ y se basan en la fusión al azar entre dos gametos de uno u otro tipo alélico, debido a que la probabilidad de dos eventos independientes que ocurren simultáneamente es igual al producto de sus probabilidades separadas; de esta manera, es posible predecir la probabilidad de los siguientes eventos:

huevo A fertilizado por espermatozoide A =

$^1/_2$ X $^1/_2$ = $^1/_4$ **AA**

huevo A fertilizado por espermatozoide a =

$^1/_2$ X $^1/_2$ = $^1/_4$ **Aa**

huevo a fertilizado por espermatozoide A =

$^1/_2$ X $^1/_2$ = $^1/_4$ **Aa**

$^1/_4 + {}^1/_4 = {}^1/_2$ **Aa**

huevo a fertilizado por espermatozoide a =

$^1/_2$ X $^1/_2$ = $^1/_4$ **aa**

booksmedicos.org

Si A es completamente dominante sobre a, entonces la proporción fenotípica que se espera es 3 dominante: 1 recesivo; si A es incompletamente dominante se espera 1 dominante: 2 intermedios: 1 recesivo.

Aplicando el mismo enfoque puede predecirse el resultado de una cruza dihíbrida en la cual cada progenitor es heterocigoto para dos pares de alelos que se segregan de manera independiente. En la cruza Aa Bb X Aa Bb, donde A y B son completamente dominantes sobre a y b, respectivamente, se espera que cada par de alelos se segregue y distribuya al azar para producir una proporción fenotípica de 9 : 3 : 3 : 1, considerando la probabilidad de que se expresen los siguientes eventos como sigue:

ambos dominantes: 3/4 X 3/4 = 9/16
A dominante y bb recesivo: 3/4 X 1/4 = 3/16
aa recesivo y B dominante: 1/4 X 3/4 = 3/16
ambos recesivos: 1/4 X 1/4 = 1/16

Estos planteamientos de probabilidad pueden emplearse para predecir los resultados prácticamente de cualquier tipo de cruza, siempre y cuando se reúnan los siguientos requisitos: 1) los eventos genéticos en consideración son independientes uno del otro y 2) la ocurrencia simultánea de dos o más de dichos eventos se debe únicamente al azar.

En la cruza AA Bb ce DD X aa Bb Ce DD puede predecirse la probabilidad de cualquier genotipo considerando el tipo de herencia que se espera para cada par de alelos por separado. El primer par de alelos implica una cruza de líneas puras por lo que se espera que la totalidad de la progenie sea heterocigota (Aa); el segundo par B, b representa una cruza monohíbrida por lo que se esperan 3/4 del fenotipo dominante: 1/4 del recesivo; el tercer par C, c es una cruza de prueba por lo que se obtendrá 1/2 con el fenotipo dominante y 1/2 con el fenotipo recesivo; finalmente, el cuarto par representa una cruza entre alelos dominantes por lo que sólo se obtendrá progenie dominante DD.

Para predecir la probabilidad de obtener organismos que expresen fenotipo dominante para los cuatro alelos, se combinan las probabilidades de aparición de fenotipos dominantes de cada cruza:

1 X 3/4 X 1/2 X 1 = 3/8

De la misma manera, la probabilidad de Aa bb ce DD será:

1 X 1/4 X 1/2 X 1 = 1/8

Finalmente, la probabilidad de aa B_ Ce dd será:

0 X 3/4 X 1/2 X 0 = 0

ya que no se puede obtener progenie con fenotipo recesivo en el primer y último par de alelos.

2. Prueba de X^2

Es una prueba estadística que se usa para determinar si un conjunto de datos se ajustan o no a una

booksmedicos.org

proporción particular. En el análisis genético se espera que proporciones particulares de genotipos y fenotipos se produzcan en la progenie de acuerdo con una hipótesis particular relacionada con la segregación de los alelos de los progenitores a la descendencia. Por ejemplo, si la hipótesis es que el color del cuerpo de *Drosophila* es gobernado por un gene simple y que el alelo para el color gris-pardo de las moscas tipo silvestre es completamente dominante sobre el alelo para color ébano, se espera una proporción fenotípica en la F_2 de 3 de tipo silvestre: 1 ébano. La predicción anterior se basa en el conocimiento de la forma de segregación de un gene simple con dominancia completa.

Al analizar los resultados obtenidos en la cruza indicada se observa que se presentan 736 moscas de tipo silvestre y 264 con el cuerpo color ébano, en lugar de las 750 y 250 esperadas,respectivamente. Para determinar si las desviaciones se pueden explicar mediante el azar se utiliza la prueba de X^2 cuya fórmula es:

$$X^2 = \Sigma\,(o-e)^2 / e \text{ donde:}$$

Σ = suma de
o = valor observado
e = valor esperado

Para obtener los datos esperados (e) se calcula cuántos son 3/4 y 1/4 de la F_2 total para cuerpo de tipo silvestre y color ébano, respectivamente:

Prueba de X^2 para el color del cuerpo de *Drosophila*

Fenotipo:	H_o	o	e	(o-e)	$(o-e)^2$	$(o-e)^2/e$
tipo silvestre	3/4	736	750	–14	196	0.26
ébano	1/4	264	250	14	196	0.78
Total	4/4	1000	1000	0		1.04

así, $X^2 = 0.26 + 0.78 = 1.04$

Después de calcular el valor experimental de X^2 se procede a determinar el número de grados de libertad y el nivel de significación del ensayo.

Los grados de libertad se obtienen restando 1 al número de clases de resultados (N); en este ejemplo hay dos expresiones para el color del cuerpo: de tipo silvestre y ébano, por lo que se tiene N = 2 - 1 = 1 grado de libertad (en el caso de una cruza dihíbrida se espera una proporción de 9 : 3 : 3 : 1, por lo que se tienen 4 - 1 = 3 grados de libertad).

a representa el nivel de significación del ensayo y en la mayoría de los casos se acostumbra fijar un valor de 0.05, lo que significa la probabilidad de obtener una desviación en los datos que no pueda ser explicada por el azar en 5 de cada 100 ensayos similares.

Una vez que se han determinado los grados de libertad y el nivel de significación se consulta la tabla de la distribución de X^2 (Fig. 23). En el encabezado se muestran los valores de probabilidad (P)

booksmedicos.org

los cuales van desde 0.995 hasta 0.005; debe identificarse la columna correspondiente a un valor de P = 0.05. En la parte vertical izquierda se indican los grados de libertad que van de 1 a 60. En la coordenada formada por gl = 1 y P = 0.05 se encuentra el valor **3.84** el cual representa la máxima desviación que puede obtenerse por la participación del azar, este valor divide la curva de la distribución X^2 en la zona de aceptación de H_o y la zona crítica o de rechazo. Así, cualquier valor experimental que sea menor o igual que 3.84 se ubicará en la zona de aceptación de H_o y aquellos mayores de este valor caerán en la zona de rechazo de la H_o. Lo anterior se sintetiza en la siguiente:

Regla de decisión: Si $X^2_{\text{experimental}} > X^2_{(gl)(\alpha)}$, rechazo H_o, si no, *no*.

En este ejemplo, el valor experimental es 1.04 que es claramente menor que el valor crítico (3.84), por lo que se acepta la H_o y por lo tanto los datos obtenidos se ajustan a lo esperado para una cruza monohíbrida en la que participa un gene simple con dominancia completa.

Otro ejemplo que muestra el empleo de esta prueba implica el análisis de los resultados obtenidos al cruzar moscas heterocigotas para las características recesivas cuerpo negro (+ / *b)* y ojos rugosos (+ / *ro):* 1120 tipo silvestre para ambas características; 398 cuerpo tipo silvestre, ojos rugosos; 324 cuerpo negro, ojos tipo silvestre; 122 cuerpo negro y ojos rugosos. En una cruza dihíbrida que involucra genes con relaciones de dominancia completa que se segregan independientemente, se esperan cuatro clases fenotípicas en una proporción de 9 : 3 : 3 : 1.

Al aplicar la prueba de X^2 se obtiene lo siguiente:

Prueba de X^2 para una cruza dihíbrida

Fenotipo:	Ho	o	e	(o–e)	$(o–e)^2$	$(o–e)^2/e$
tipo silvestre	9/16	1120	1105	15	225	0.203
cuerpo tipo silvestre y ojos rugosos	3/16	398	368	30	900	2.446
cuerpo negro y ojos tipo silvestre	3/16	324	368	–44	1936	5.261
cuerpo negro y ojos rugosos	1/16	122	123	–1 0	1	0.008
Total	16/16	1964	1964			7.918

Así, $X^2 = 0.203 + 2.446 + 5.261 + 0.008 = 7.918$

En este caso, los grados de libertad (N – 1) son 4 – 1 = 3, la coordenada formada por gl = 3 y $\alpha = 0.05$ da el valor 7.81, como $X^2_{(\text{experimental})} = 7.918 > X^2_{(3)(0.05)} = 7.81$ se rechaza la H_o, ya que las desviaciones entre los valores observados y los esperados son mayores que las que se esperan por azar, por lo que es probable que algún otro factor esté influyendo en la proporción obtenida, por ejemplo, que los miembros de alguna de las clases fenotípicas tienen menos oportunidad de sobre-

booksmedicos.org

gl	P =												
	.995	.990	.975	.950	.900	.750	.500	.250	.100	.050	.025	.010	.005
1	$.0^4393$	$.0^2157$	$.0^3982$	$.0^2393$	.0158	.102	.455	1.32	2.71	3.84	5.02	6.63	7.88
2	.0100	.0201	.0506	.103	.211	.575	1.39	2.77	4.61	5.99	7.38	9.21	10.6
3	.0717	.115	.216	.352	.584	1.21	2.37	4.11	6.25	7.81	9.35	11.3	12.8
4	.207	.297	.484	.711	1.06	1.92	3.36	5.39	7.78	9.49	11.1	13.3	14.9
5	.412	.554	.831	1.15	1.61	2.67	4.35	6.63	9.24	11.1	12.8	15.1	16.7
6	.676	.872	1.24	1.64	2.20	3.45	5.35	7.84	10.6	12.6	14.4	16.8	18.5
7	.989	1.24	1.69	2.17	2.83	4.25	6.35	9.04	12.0	14.1	16.0	18.5	20.3
8	1.34	1.65	2.18	2.73	3.49	5.07	7.34	10.2	13.4	15.5	17.5	20.1	22.0
9	1.73	2.09	2.70	3.33	4.17	5.90	8.34	11.4	14.7	16.9	19.0	21.7	23.6
10	2.16	2.56	3.25	3.94	4.87	6.74	9.34	12.5	16.0	18.3	20.5	23.2	25.2
11	2.60	3.05	3.82	4.57	5.58	7.58	10.3	13.7	17.3	19.7	21.9	24.7	26.8
12	3.07	3.57	4.40	5.23	6.30	8.44	11.3	14.8	18.5	21.0	23.3	26.2	28.3
13	3.57	4.11	5.01	5.89	7.04	9.30	12.3	16.0	19.8	22.4	24.7	27.7	29.8
14	4.07	4.66	5.63	6.57	7.79	10.2	13.3	17.1	21.1	23.7	26.1	29.1	31.3
15	4.60	5.23	6.26	7.26	8.55	11.0	14.3	18.2	22.3	25.0	27.5	30.6	32.8
16	5.14	5.81	6.91	7.96	9.31	11.9	15.3	19.4	23.5	26.3	28.8	32.0	34.3
17	5.70	6.41	7.56	8.67	10.1	12.8	16.3	20.5	24.8	27.6	30.2	33.4	35.7
18	6.26	7.01	8.23	9.39	10.9	13.7	17.3	21.6	26.0	28.9	31.5	34.8	37.2
19	6.84	7.63	8.91	10.1	11.7	14.6	18.3	22.7	27.2	30.1	32.9	36.2	38.6
20	7.43	8.26	9.59	10.9	12.4	15.5	19.3	23.8	28.4	31.4	34.2	37.6	40.0
21	8.03	8.90	10.3	11.6	13.2	16.3	20.3	24.9	29.6	32.7	35.5	38.9	41.4
22	8.64	9.54	11.0	12.3	14.0	17.2	21.3	26.0	30.8	33.9	36.8	40.3	42.8
23	9.26	10.2	11.7	13.1	14.8	18.1	22.3	27.1	32.0	35.2	38.1	41.6	44.2
24	9.89	10.9	12.4	13.8	15.7	19.0	23.3	28.2	33.2	36.4	39.4	43.0	45.6
25	10.5	11.5	13.1	14.6	16.5	19.9	24.3	29.3	34.4	37.7	40.6	44.3	46.9
26	11.2	12.2	13.8	15.4	17.3	20.8	25.3	30.4	35.6	38.9	41.9	45.6	48.3
27	11.8	12.9	14.6	16.2	18.1	21.7	26.3	31.5	36.7	40.1	43.2	47.0	49.6
28	12.5	13.6	15.3	16.9	18.9	22.7	27.3	32.6	37.9	41.3	44.5	48.3	51.0
29	13.1	14.3	16.0	17.7	19.8	23.6	28.3	33.7	39.1	42.6	45.7	49.6	52.3
30	13.8	15.0	16.8	18.5	20.6	24.5	29.3	34.8	40.3	43.8	47.0	50.9	53.7
40	20.7	22.2	24.4	26.5	29.1	33.7	39.3	45.6	51.8	55.8	59.3	63.7	66.8
50	28.0	29.7	32.4	34.8	37.7	42.9	49.3	56.3	63.0	67.5	71.4	76.2	79.5
60	35.5	37.5	40.5	43.2	46.5	52.3	59.3	67.0	74.4	79.1	83.3	88.4	92.0

Fig. 23. Distribución de X^2. (Tomado de Steel R.G. y J.H. Torrie, *Principles and Procedures of Statistics. A Biometrical Approach*, McGraw-Hill Inc., Tokio, 1980, 633 pp.)

booksmedicos.org

vivir, que las condiciones ambientales favorecen más a una clase que a las demás o que algún otro factor no aleatorio está operando.

REFERENCIAS

Avers, C.J., *Genetics,* Willard Grant Press, Boston, 1984, 644 pp.
Steel, R.G y J.H. Torrie, *Principles and Procedures of Statistics. A Biometrical Approach,* McGraw- Hill Inc., Tokio, 1980, 633 pp.
Zar, J.H., *Biostatistical Analysis,* Prentice-Hall, Inc. Londres, 1974, 620 pp.

booksmedicos.org

Apéndice 2

Marcadores genéticos de *Drosophila melanogaster*

Los mutantes y sus descripciones se enlistan en orden alfabético* de acuerdo con el siguiente formato:

símbolo: nombre (nombre en español)

Localización: la localización se indica por el número del cromosoma, separando con un guión la ubicación genética en el cromosoma.

Origen: para los mutantes inducidos se da el nombre del agente; los mutantes recobrados de progenitores no tratados o encontrados en poblaciones silvestres se indican como espontáneos.

Descubrió: se da el nombre del descubridor y la fecha.

Sinónimos: se indican símbolos o nombres alternativos con los que se conoce al mismo gene; en la mayoría de los casos se trata de nomenclatura obsoleta.

Fenotipo: se indican las características más importantes que le distinguen del tipo silvestre, las cuales han sugerido el nombre del gene, como fueron descritas originalmente.

La clasificación RK1, RK2 y RK3 se refieren a la facilidad para identificar al marcador y para mantener a las moscas portadoras en relación con su viabilidad y fertilidad. Así, una mutación RK1 es evidente en su expresión fenotípica, viable y fértil, mientras que una RK3 puede confundirse con la expresión de tipo silvestre, ser poco viable o poco fértil.

Marcadores genéticos

***ac:* acaeta (aqueta)**

Localización: 1-0.0
Origen: espontáneo en cromosomas X portadores de *y*
Descubrió: Weinstein
Sinónimos: sc^{11}
Fenotipo: cerdas dorsocentrales posteriores ausentes, las anteriores rara vez; menos pelos en la región dorsocentral, invariablemente menos pelos intraocelares, típicamente ausentes. RK1.

* Para una descripción más detallada consúltese a Lindsley y Grell, 1968.

booksmedicos.org

***b:* black (cuerpo negro)**

Localización: 2-48.5
Origen: espontáneo
Descubrió: Morgan
Fenotipo: pigmento negro sobre el cuerpo, los tarsos y a lo largo de las venas de las alas, oscureciéndose con la edad. El heterocigoto muestra el tridente algo más oscuro, pero nunca se confunde con el homocigoto. El pupario es generalmente más claro que el de tipo silvestre y las moscas recién emergidas no pueden distinguirse con claridad de las del tipo silvestre. En el adulto se forma tirosinasa. RK.1 en moscas maduras (véase Fig. *5a,* sección a color).

***B:* Bar (Barra)**

Localización: 1-57.0
Origen: espontáneo en una hembra
Descubrió: Tice
Fenotipo: ojo restringido a una barra vertical estrecha de aproximadamente 90 facetas en el macho y 70 facetas en la hembra, contrastados con los números normales de casi 740 para machos y 780 para hembras. Las hembras homocigóticas son completamente viables. Las hembras *B/+* tienen casi 360 facetas y muestran una indentación que termina en una fisura horizontal sobre el margen anterior del ojo, produciendo un ojo en forma de riñón. *BIB* y *B/+* son completamente separables del tipo silvestre, pero en algunos antecedentes genéticos *BIB* sobrelapa a *B/+* ligeramente. Es clasificable en dosis sencillas en triploides por una ligera muesca anterior en el ojo. Los ojos de hembras heterócigas para una deficiencia para *B* y un X normal son normales. El logaritmo del número de las facetas es inversamente proporcional a la temperatura de desarrollo. No es autónomo sobre distancias cortas. El desarrollo de las facetas aumenta en medio de cultivo orgánico por adición de complejos cefálicos de tipo silvestre. El número de facetas puede incrementarse por adición de un número de compuestos al medio, probablemente no hay una inhibición específica del efecto de *B.* Los estudios embriológicos indican que el fenotipo resulta de un número reducido de células en el disco óptico y una ruta disminuida de la división celular en la parte anterior del ojo. El desarrollo de la faceta responde fuertemente a factores ambientales alrededor de 60 horas después de la oviposición. La parte pigmentada pero sin facetas del ojo muestra la falta de retínulas y aparato dióptico; sin embargo se presentan omatidias rudimentarias que consisten de células accesorias hipertrofiadas (véase Fig. *6a,* sección a color).

***B*^{s}*:* Bar of Stone (Barra de Stone)**

Origen: derivado de B inducido con rayos X
Descubrió: Stone
Fenotipo: barra extrema; produce ojos más estrechos que B, tanto en machos como en hembras heterocigotos. RK.1A.

booksmedicos.org

***bw*: brown (café)**

Localización: 2-104.5
Descubrió: Waaler
Fenotipo: ojos color café claro al emerger, oscureciéndose a granate, carecen de pigmentos rojos: homocromos al 87% de nivel normal. Testículos de los adultos sin color. Túbulos de Malpighi larvarios de color amarillo pálido. En combinación con v, en o **st** produce ojos color blanco. El color del ojo es autónomo cuando se transplanta en hospederos de tipo silvestre. RK1 (véase Fig. *6b,* sección a color).

***c:* curved (curvadas)**

Localización: 2-75.5
Origen: espontáneo
Descubrió: Bridges
Fenotipo: alas con textura delgada, divergentes, dirigidas hacia arriba en la base y curveadas hacia abajo en toda su longitud. RK1.

***cn:* cinnabar (canela)**

Localización: 2-57.5
Origen: espontáneo
Descubrió: Clausen
Fenotipo: ojos de color rojo brillante, parecidos a los de **v** o *st.* Ocelos incoloros. El color del ojo se oscurece con la edad, pero los ocelos permanecen incoloros. Los tubos de Malpighi larvarios de color amarillo pálido. El desarrollo del pigmento no es autónomo en discos oculares larvarios transplantados, *en* bloquea la conversión de quinurenina a 3-hidroxiquinurenina, la cual ha sido identificada como la hormona ***cn*** $^{+}$. RK1.

***cv:* crossveinless (sin venas transversales)**

Localización: 1-13.7
Origen: espontáneo
Descubrió: Bridges
Fenotipo: las venas transversales del ala están ausentes o sólo se presentan algunos vestigios. Venas L3 y L4 ligeramente en forma de delta hacia la punta. Clasificable en alas no expandidas. Efectos del ala debidos a la excesiva contracción en el periodo pupal, obliterando la cavidad que debería permanecer normalmente entre los epitelios para formar la vena. RK1.

***Cy:* Curly (Rizado)**

Localización: 2-6.1
Origen: espontáneo
Descubrió: L. Ward
Fenotipo: alas rizadas hacia arriba; raramente se sobrelapa con el tipo silvestre a 25°C, pero frecuentemente se sobrelapa a 19°C. La curvatura es causada por la contracción desigual de los epitelios superior e inferior durante el periodo de secado después

booksmedicos.org

que la mosca emerge de la pupa. Clasificable en dosis sencillas en triploides. Generalmente el homocigoto es letal, pero puede emerger como enano con características más extremas en las alas. RK1A (véase Fig. 6c, sección a color).

***dp:* dumpy (alas truncadas)**

Localización: 2-13.0

Origen: espontáneo

Fenotipo: los alelos de dp producen tres fenotipos generales: alas oblicuas (o), vórtices en tórax (v) y letal (1). Algunos alelos específicos pueden tener uno, dos o todos estos fenotipos. Por ejemplo: dp^{o} (o) tiene alas oblicuas, pero no vórtices y no es letal; dp^{ov} (ov) tiene alas oblicuas y vórtices, no es letal; y dp^{ovl} **(ovl)** tiene los tres atributos. Las tres características recesivas **o, l,** y **v** se complementan una con otra. Los tres alelos del *locus* ***dp*** son pseudoalélicos (Fig. 24c/).

***e:* ebony (ébano)**

Localización: 3-70.7

Origen: espontáneo

Descubrió: E.M. Wallace

Fenotipo: cuerpo color negro brillante. Los puparios son mucho más claros que los de tipo silvestre. Son clasificables a lo largo de todo el periodo larvario por el color oscuro de las cubiertas de los espiráculos. La viabilidad es del 80% de la del tipo silvestre. Los heterocigotos tienen color de cuerpo ligeramente más oscuro que lo normal. RK1 (véase Fig. *5b,* sección a color).

***ey:* eyeless (ojos reducidos)**

Localización: 4-2.0

Origen: espontáneo

Descubrió: Hoge

Fenotipo: ojos reducidos de tres cuartos a un medio del área normal, pero varía desde la ausencia de ojos hasta llegar a sobrelaparse con los del tipo silvestre. A bajas temperaturas es menos extremo. Ganglios ópticos reducidos. Variabilidad en el tamaño del ojo afectada por condiciones ambientales y genéticas. RK.2 (véase Fig. 6g, sección a color).

***f:* forked (bifurcado)**

Localización: 1-56.7

Origen: espontáneo

Descubrió: Bridges

Fenotipo: cerdas acortadas, retorcidas y dobladas con los extremos bifurcados o totalmente doblados. Los pelos afectados de manera similar pero visibles sólo a mayor aumento. Los tratamientos con metilurea causan formación de cerdas normales. Estudios del desarrollo muestran que la secreción de las cerdas pupales está afectada. Las retromutaciones $a/^{+}$ ocurren espontáneamente y su incidencia no se incrementa con rayos X. RK1.

booksmedicos.org

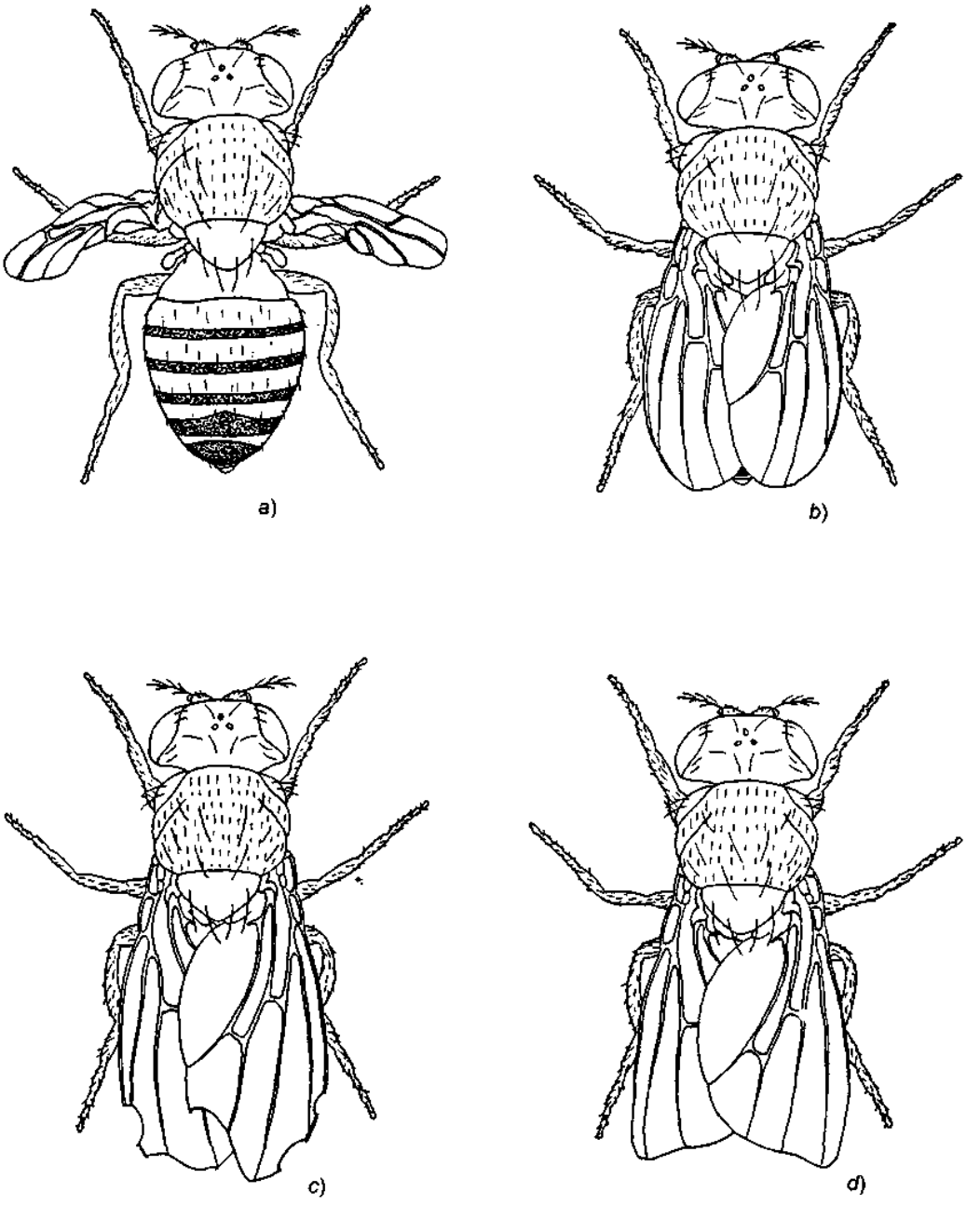


Fig. 24. Mutaciones del ala en *Drosophila melanogaster. a)* "vestigial" (***vq***), *b)* "miniature" (***m***), c) "serrata" *(**Ser**)* y *d)* "dumpy" *(**dp**)*.

booksmedicos.org

***L:* Lobe (Lobulado)**

Localización: 2-72.9
Origen: espontáneo
Descubrió: Bridges
Fenotipo: en los heterocigotos, *L* produce ojos ligeramente más pequeños que los de tipo silvestre, con indentación en el borde anterior y la mitad inferior del ojo más reducida que la superior; se sobrelapa con el tipo silvestre. En los homocigotos, *L* produce ojos mucho más pequeños y menos variables. RK2 (véase Fig. 5c, a color).

***m:* miniature (miniatura)**

Localización: 1-36.1
Origen: espontáneo
Descubrió: Morgan
Fenotipo: el tamaño de las alas está reducido, sólo es ligeramente más largo que el abdomen y con proporciones normales. Alas de color gris oscuro y menos transparentes que lo normal. En cultivos pobres las alas se hacen divergentes y fibrosas. La expansión de las células se inhibe en la prepupa y en la pupa. RK1 (Fig. 246).

***pn:* prune (ciruela** café)

Localización: 1-0.8
Descubrió: Bridges
Fenotipo: el color de las moscas recién emergidas es café-rojizo transparente, oscureciéndose con la edad hasta café-ciruela. El color de los ojos es autónomo en los discos imagales larvarios cuando se transplantan en hospederos de tipo silvestre. Los ojos contienen 26% de pigmento color rojo y 110% de café en relación con el tipo silvestre. RK1.

***Pm:* Plum (ciruela)**

Localización: 2-104.5
Origen: inducido con rayos X
Descubrió: Muller
Sinónimo: bw^{v1}
Fenotipo: color de ojos parecido *a bw o pr,* moteado con manchas más oscuras que se hacen rojo encendido con la edad. La interacción con *st* o v da un ojo naranja claro con manchas color naranja intenso. Los tubos de Malpighi son normales. Es letal en condición homocigótica. Los heterocigotos son totalmente viables y fértiles. RK1A (véase Fig. *6h,* sección a color).

***pr:* purple (púrpura)**

Localización: 2-54.5
Descubrió: Bridges
Fenotipo: el color del ojo en las moscas recién emergidas es rubí, oscureciéndose con la edad hasta púrpura. En combinación con *st* da color naranja y en combinación con *bw* es rojizo. El color del ojo es autónomo en discos imagales de larvas cuando se

booksmedicos.org

transplantan en hospederos de tipo silvestre. Los tubos de Malpighi son normales. Existe una posible interacción letal entre *pr* y *ey*. RK1.

***S:* Star (Estrella)**

Localización: 2-1.3
Origen: espontáneo
Descubrió: Bridges
Fenotipo: los ojos son ligeramente más pequeños y estrechos que los de tipo silvestre; la textura es algo rugosa y redondeada con facetas irregulares. El arreglo de pelos sobre la superficie del ojo es irregular. Los homocigotos mueren en estadios embrionarios tardíos. RK1.

***se:* sepia (sepia)**

Localización: 3-26.0
Descubrió: Wallace
Fenotipo: al eclosionar el color del ojo es café, oscureciéndose a sepia y haciéndose negro con la edad. La pigmentación de los ocelos es normal. Cromatográficamente los ojos *se* se caracterizan porque no tienen pigmento rojo y una acumulación del pigmento amarillo, sepiapterina; otras pteridinas están presentes en cantidades mayores a lo normal. Los heterocigotos *+/se* pueden distinguirse de +/+ porque los primeros tienen más isoxanthopterina y otras pteridinas pálidas; las drosopterinas rojas están en el mismo nivel que en moscas del tipo silvestre, de tal forma que el gene *se* se comporta como totalmente recesivo en observación visual ordinaria. El color del ojo es autónomo cuando se transplantan discos imagales de larvas *se* en larvas hospederas de tipo silvestre. RK1 (véase Fig. 5c?, sección a color).

***Ser:* Serrate (Serrata)**

Localización: 3-92.5
Origen: espontáneo
Descubrió: Spencer
Fenotipo: alas con una muesca en la punta; muesca más profunda en la segunda celda posterior. En triploides, una dosis de *Ser* se sobrelapa con el tipo silvestre. Letal en homocigotos. RK1 (Fig. 24c).

***ss:* spineless (cerdas recortadas)**

Localización: 3-58.5
Descubrió: Bridges
Fenotipo: el tamaño de las cerdas es sólo un poco mayor que el de los pelos; las últimas dorsocentrales están reducidas. Las postescutelares son erectas. No afecta a las cerdas de las patas ni a las aristas. Durante el desarrollo el crecimiento de las cerdas es lento. RK1.

booksmedicos.org

***Ss^a:* spineless-aristapedia (aristapedia)**

Localización: 3-58.5

Descubrió: Balkaschina

Fenotipo: las antenas y aristas semejan tarsos; el tamaño se aproxima al de los tarsos normales, presentan dos uñas en los extremos. La tercer unión de las antenas es similar a las partes de una hilera tarsal pero ensanchada y aplanada. Con frecuencia tienen cerdas dorsocentrales extras. El desarrollo de los tarsos en lugar de las aristas es remarcado por temperaturas bajas. Los discos antenales de larvas *ss^a* dan lugar a estructuras similares a patas cuando se transplantan en hospederos de tipo silvestre; cuando los discos son previamente tratados con colchicina se desarrollan estructuras más similares a aristas. Los discos de larvas de tipo silvestre se desarrollan normalmente cuando se transplantan en larvas *ss^a* hospederas. RK1 (véase Fig. 6i, sección a color).

***st:* scarlet (escarlata)**

Localización: 3-44.0

Origen: espontáneo

Descubrió: Richards

Fenotipo: ojos color bermellón brillante, oscureciéndose con la edad. Ocelos incoloros aun en las moscas de mayor edad. La combinación *bw; st,* produce ojos blancos. El color del ojo es autónomo en los discos ópticos larvarios transplantados a hospederos de tipo silvestre. Los tubos de Malpighi de la larva son de color amarillo pálido. RK1 (véase Fig. *Se,* sección a color).

v: vermilion (bermellón)

Localización: 1-33.0

Origen: espontáneo

Descubrió: Morgan

Fenotipo: ojos color escarlata brillante debido a la ausencia de homocromos cafés. Ocelos incoloros. La combinación v; *bw* presenta ojos blancos. El color de ojo es tipo silvestre en ojos genéticamente v de mosaicos ginandromorfos para tejido tipo silvestre y v. Los discos de ojos v desarrollan pigmentación tipo silvestre cuando son trasplantados a larvas de tipo silvestre. La hormona v^+ fue identificada como quinurenina. La actividad de la enzima inducible triptófano pirrolasa está ausente. Se acumula triptófano no proteínico. Suprimido por alelos al *locus su(s).* La triptófano pirrolasa de *su(s) v* difiere cinéticamente a la de tipo silvestre. Se forma algo de pigmento café en condiciones de no alimentación parcial. RK1 (véase Fig. 5*l*, sección a color).

***vg:* vestigial (vestigial)**

Localización: 2-67.0

Origen: espontáneo

Descubrió: Morgan

Fenotipo: alas reducidas a vestigios; por lo general dispuestas en ángulo recto respecto al cuerpo. Las venas de las alas ligeramente visibles. Halterios también reducidos.

booksmedicos.org

Cerdas postescutelares erectas. Viabilidad algo reducida. El tamaño final de la larva es más pequeño que el tipo silvestre; la pupación es ligeramente tardía. Los discos de las alas del último estadio larval son marcadamente más pequeños que el tipo silvestre. Los discos de los halterios también son pequeños. El efecto del gene ocurre durante el periodo larval e involucra reducción en el tamaño del área del ala y un cambio en la posición de la línea a lo largo de la cual el ala se despliega del disco imagal. Temperaturas de 29°C o mayores incrementan bastante el tamaño del ala. *vg/vg/+* presenta alas onduladas más frecuentemente que *vg/+*. RK1 (Fig. 24a).

***w:* white (blancos)**

Localización: 1-1.5
Origen: espontáneo
Descubrió: Morgan
Fenotipo: ojos color blanco puro. Los ocelos, la cubierta de los testículos del adulto y los tubos de Malpighi de las larvas son incoloros. Los alelos de tipo silvestre no dominan completamente sobre *w\ w/+* tiene menos pigmento rojo que +/+. La isoxantopterina se presenta en cantidades considerables durante el estadio de pupa, pero se elimina durante los primeros 3 días de vida del adulto. El meconio contiene más pteridina que el de tipo silvestre. La respuesta optomotora está ausente pero la mosca es fototáctica. El desarrollo de color del ojo es autónomo en discos ópticos de larvas transplantados en hospederos de tipo silvestre, *w* reduce el radio del diámetro de la espermateca. RK1. Primer mutante encontrado en *Drosophila.* Miembro de una serie pseudoalélica que contiene cinco *subloci* (véase Fig. *6i,* sección a color).

***y:* yellow (amarillo)**

Localización: 1-0.0
Origen: espontáneo
Descubrió: E.M. Wallace
Fenotipo: cuerpo color amarillo; pelos y cerdas cafés con puntas amarillas. Venas y pelos de las alas color amarillo. La tirosinasa se forma en adultos. En gran parte *y* es autónomo en mosaicos; una mosca puede mostrar tejidos amarillos **y** no amarillos; sin embargo, en distancias limitadas es no autónomo. Las setas y las partes bucales de la larva son cafés, distinguibles del café oscuro del tipo silvestre. RK1 (véase Fig. *5g,* sección a color).

booksmedicos.org

booksmedicos.org

Glosario

Adaptación evolutiva: todo carácter de un organismo vivo que aumente las posibilidades de supervivencia y de dejar descendencia en el medio que habita, en comparación con las posibilidades de organismos similares que carecen de dicho carácter.

Alelo: se dice que dos o más genes son alelos (entre sí) o alelomorfos (uno con respecto al otro) cuando: 1) ocupan la misma posición relativa *(locus)* en cromosomas homólogos y cuando en la misma célula se unen por parejas durante la meiosis; 2) producen efectos diferentes en el mismo grupo de procesos del desarrollo; 3) pueden mutar de uno al otro.

Alternancia de generaciones: cualquier proceso de reproducción que no involucra la formación y unión de gametos de los dos sexos.

Amensalismo: interacción en la que una población es inhibida y la otra no es afectada.

Anillos de Balbiani: puffs cromosómicos de mucho mayor tamaño y con una apariencia más floja o laxa, que aparecen en los cromosomas politénicos.

Anoxia: ausencia total de oxígeno.

Arreglo cis: es el arreglo de los alelos en el heterocigoto en la que los dos alelos mutantes se encuentran en un cromosoma y los alelos de tipo silvestre en el cromosoma homólogo.

Arreglo trans: en el heterocigoto es la disposición de los alelos en la que cada uno de los progenitores contribuye con una forma alélica mutante y una de tipo silvestre.

Autosómico: cualquier cromosoma que no sea un cromosoma sexual.

Cariotipo: arreglo de los cromosomas de una célula u organismo por número, tamaño y forma.

Célula germinal: célula reproductora haploide que al madurar se puede unir a otra célula germinal y formar un nuevo organismo.

Célula imagal: célula somática que se diferencia hasta que el organismo entra en metamorfosis y da lugar a estructuras determinadas del imago o adulto.

Célula larvaria: célula que forma el cuerpo de la larva, es funcional durante este estadio y desaparece en la metamorfosis.

Célula somática: de los tejidos del cuerpo; se dividen por mitosis aunque algunas al diferenciarse pierden esta capacidad; tienen dos series de cromosomas, uno de origen femenino y el otro masculino.

Centimorgan: véase **Unidad de mapa.**

Centrómero: constricción primaria en los cromosomas de los eucariontes en la cual se adhieren las fibras del huso acromático durante la división celular.

Clipeus: estructura bucal situada entre la frente y el *labium.*

Comensalismo: interacción en la que una población se beneficia y la otra no se afecta.

Competencia de uso de recursos: interacción en la que cada población afecta adversamente a la otra, en forma indirecta, durante la competencia por recursos escasos.

Competencia por inhibición mutua: interacción en la que ambas poblaciones se inhiben activa y mutuamente.

booksmedicos.org

Corion: membrana de origen mesodérmico que recubre los huevos; es secretada por las células foliculares ováficas y puede constar de hasta siete capas.
Cromátida: cada uno de los dos brazos que constituyen un cromosoma eucarionte matafásico y que se mantienen unidos por el centrómero.
Cromocentro: unión por los centrómeros de los cromosomas politénicos.
Cromosoma sexual: cromosoma cuya presencia o ausencia está relacionada con el sexo del individuo que lo porta; un cromosoma que juega un papel en la determinación del sexo.
Cromosoma: molécula de ADN que contiene genes en secuencia lineal, está constituida por ADN y en las células de los eucariontes se encuentra asociada con proteínas histonas y no histonas. Se encuentran en número variable y característico en el núcleo de todas las células animales y vegetales.
Cromosomas homólogos: cromosomas idénticos en cuanto a los genes que contienen.
Cromosomas politénicos: cromosomas gigantes originados por endomitosis, es decir, que se han replicado en numerosas ocasiones pero sin división nuclear, de manera que las cromátidas están apareadas longitudinalmente y muestran un patrón específico de bandas.
Cruza: apareamiento entre individuos generalmente de la misma especie.
Cruza dihíbrida: cruzamiento que involucra alelos de dos *loci* génicos diferentes.
Cruza de prueba: cruzamiento entre un individuo heterocigoto para uno o más *loci* con un individuo homocigoto recesivo para los mismos *loci* involucrados.
Cruza monohíbrida: cruzamiento que involucra alelos de un solo *locus.*
Deficiencia: sinónimo: delección, alteración cromosómica que consiste en la pérdida de un segmento cromosómico.
Diferenciación sexual: proceso de diversifícación progresiva en la estructura y función celular de las gónadas.
Dimorfismo: el que existe bajo dos formas diferentes.
Dimorfismo sexual: diferencias morfológicas entre individuos de distinto sexo, pertenecientes a la misma especie.
Díptera: orden zoológico que agrupa a las moscas verdaderas, las cuales presentan alas anteriores funcionales, mientras que las posteriores están reducidas a protuberancias (halterios o balancines): sufren metamorfosis completa. Incluye mosquitos, tábanos y jejenes.
Discos imagales: estructuras presentes en las larvas, tienen forma de saco y contienen a las células imagales.
Dominante: alelo que se expresa en condición homocigota y heterocigota.
Endocutícula: parte interna de la cutícula la cual es degradada por quitina y proteasa en cada muda.
Endomitosis: replicación cromosómica sin división celular o nuclear; origina células con muchas copias de cada cromosoma.
Entrecruzamiento: intercambio de un fragmento de un cromosoma homólogo con otro; produce nuevas combinaciones diferentes al arreglo original en los progenitores.
Enzima: proteína catalítica producida por una célula y responsable de la alta tasa de especificidad de una o más reacciones bioquímicas intracelulares o extracelulares.
Espermátidas: célula masculina, haploide y postmeiótica.
Espermatocitos: célula meiótica masculina; diploide si ha iniciado el crecimiento, en el caso del espermatocito primario; haploide si se deriva de la división reduccional, espermatocito secundario.

booksmedicos.org

Espermatogénesis: desarrollo y diferenciación de las células germinales masculinas, desde espermatogonia hasta espermatozoide maduro; se lleva a cabo en los testículos.

Espermatogénesis longitudinal: desarrollo y diferenciación de las células germinales masculinas propia de insectos, en la cual los diferentes estadios celulares se encuentran a lo largo de los tubos seminíferos.

Espermatogenias: estado indiferenciado de las células germinales masculinas, diploides; se reproducen por mitosis.

Espermatozoides: célula sexual masculina, haploide y funcional.

Espermiogénesis: proceso de maduración (diferenciación) de las células sexuales masculinas (espermátidas).

Espina trífida: insuficiencia de la médula espinal para cerrar normalmente; produce exposición de la médula y nervios espinales.

Espiráculo: orificio del tegumento de los insectos, provisto de un mecanismo de oclusión, se conecta con las tráqueas longitudinales; su función es el intercambio de gases.

Eucarionte: organismo en cuyas células el material cromosómico está contenido en uno o más núcleos.

Faceta: superficie externa de una omatidia.

Fenocopia: fenotipo inducido por modificaciones del ambiente o por la acción de compuestos químicos o físicos en el periodo fenocrítico. Los organismos afectados simulan fenotipos producidos por genes, sin ser portadores de la información genética correspondiente.

Fenocrítico: periodo en el que el organismo es susceptible de sufrir modificaciones en el desarrollo no heredables, por efectos ambientales.

Fenotipo: conjunto de caracteres observables de un organismo; es la expresión del genotipo en un medio ambiente determinado.

Fertilización: la unión de los gametos femenino y masculino para formar un cigoto.

Focomelia: deformidad de las extremidades en las que faltan los brazos y las piernas y en la que las manos y los pies se insertan directamente en el tronco.

Frecuencia genotípica: la frecuencia de una combinación genotípica de un gene particular en una población.

Frecuencia génica: la frecuencia de una variante particular (alelo) de un gene en una población.

Gene o gen: unidad de material hereditario. La semejanza entre los organismos que descienden de progenitores comunes, obedece en gran parte a la posesión de un material hereditario similar, es decir, de un material diverso y complejo que origina copias perfectas de sí mismo; se localiza en un sitio específico en el cromosoma.

Gene hipostático: gene que es encubierto o modificado por la acción de otro gene no alélico (epistático).

Gene epistático: gene que encubre o modifica la expresión de otro gene no alélico (hipostático).

Genes letales incompletos: genes que al expresarse ocasionan la muerte de menos del 100% de los individuos que lo portan.

Genotipo: constitución genética del individuo.

Germarium: cámara que contiene las células femeninas en desarrollo en *Drosophila.*

Ginandromorfo: individuo que presenta mosaicos sexuales (células o tejidos masculinos y femeninos) en una pequeña o gran parte de su cuerpo.

booksmedicos.org

Ginandromorfo bilateral: organismo de *Drosophila* que presenta la mitad del cuerpo de hembra y la otra mitad de macho.

Grupo de ligamiento: conjunto de genes que pertenecen al mismo cromosoma.

Halterios: segundo par de alas de los dípteros que se ha modificado a órganos del equilibrio; también llamados balancines.

Herencia citoplásmica: herencia controlada por genomas no nucleares.

Herencia extracromosómica: herencia no mendeliana, citoplásmica, no cromosómica o materna.

Herencia materna o efecto materno: herencia controlada por sustancias citoplásmicas, no por ADN.

Heterocigótico: individuo diploide o poliploide que presenta alelos diferentes en uno o más *loci.*

Heterocromatina: regiones cromosómicas que presentan una estructura densa y compacta en la interfase, profase temprana y telofase.

Híbrido: descendiente obtenido del apareamiento entre individuos puros que difieren en uno o más caracteres producidos por genes localizados en cromosomas homólogos.

Holometábola: forma de desarrollo en la cual el organismo juvenil es completamente diferente al adulto; la metamorfosis es completa y presenta las etapas: huevo, larva, pupa y adulto o imago.

Homocigótico: individuo de raza pura que posee genes idénticos (es decir sin alelos diferentes) en dos *loci* correspondientes de un par de cromosomas, originado por un cigoto que proviene de la unión de dos gametos semejantes.

Hormonas: sustancias que producen un efecto regulador en órganos que no la producen.

Imago: organismo adulto de los insectos.

Interacción alélica: relación entre los distintos alelos de un mismo gene o *locus* génico.

Interacción génica: relación no alélica entre dos o más genes que genera la aparición de nuevos fenotipos sin modificación de las proporciones numéricas.

Interacción no alélica: relación entre los alelos de genes independientes, no homólogos.

Interbanda: región más clara que aparece entre las bandas oscuras de los cromosomas politénicos.

Inversión: alteración cromosómica que involucra dos rompimientos cromosómicos, un giro de 180° del segmento cromosómico y su reinserción en la misma localización de tal manera que la secuencia de ese fragmento se invierte.

Isoalelos: alelos que producen fenotipos idénticos en combinaciones homocigotas o heterocigotas de unos con otros, pero son distinguibles cuando se combinan con alelos diferentes.

Labio leporino: resulta de una falla en grado variable, en la unión entre los procesos nasomesial, entre sí, y con el proceso maxilar; unión que normalmente ocurre en los primeros meses del desarrollo embrionario, durante la morfogénesis facial.

Labium: parte bucal que forma el labio inferior y comprende una estructura sencilla formada de un par de segundas maxilas fusionadas y mostrando un par de palpos distales.

Labrum: placa de exoesqueleto unido al frente de la cabeza de algunos artrópodos; cierra un espacio frente a la boca.

Letal: aquel factor que provoca la muerte del individuo en las primeras etapas del desarrollo; impide que alcance la etapa reproductiva.

Ligamiento: asociación entre los genes que pertenecen a un mismo cromosoma y que se separan entre sí por menos de 50 unidades de mapa.

Líneas puras: poblaciones de organismos que contienen la misma información genética, poblaciones mendelianas.

booksmedicos.org

Locus: posición ocupada en todos los cromosomas homólogos por un gene determinado o uno de sus alelos. Los cromosomas homólogos contienen conjuntos idénticos de *loci* en el mismo orden lineal. Los *loci* se aparean durante la meiosis.

Mandíbula: uno de los primeros pares de partes bucales, altamente esclerotizado, generalmente involucrado en la mordedura y trituración de alimento.

Maxila: parte bucal situada bajo las mandíbulas y articulada con la cápsula de la cabeza; aparece unida a un palpo sensorial.

Meconio: producto de desecho de la pupa o de otras formas embrionarias; contenido del intestino de los mamíferos recién nacidos.

Meiosis: dos divisiones nucleares sucesivas, con divisiones celulares correspondientes que producen gametos (en animales) o esporas sexuales (en plantas y hongos), los cuales contienen la mitad del material genético de la célula original.

Meroistica: tipo de ovogénesis en la cual las células producidas por el oogonio permanecen conectadas a través de su citoplasma mediante canales.

Mesonotum: región dorsal media del tórax de los insectos.

Micrópilo: perforación del corion a través del cual entra el espermatozoide.

Monohíbrido: individuo que difiere sólo en un par de caracteres.

Morfología: estudio de la forma o de la apariencia (interna y externa) de los organismos; apariencia real de un organismo, incluyendo sus diversas características como comportamiento, constitución enzimática y estructura cromosómica; algunas o todas las características detectables de un organismo.

Mutación: cambio súbito en el DNA cromosómico. Las mutaciones más importantes son las que ocurren en los gametos o en los precursores, puesto que pueden producir una modificación hereditaria de los caracteres en los organismos que se desarrollan a partir de ellos, siendo tales cambios el material básico de la evolución. La mayoría de las mutaciones son cambios o modificaciones de genes individuales (mutaciones génicas), pero algunas son alteraciones en el número y estructura de los cromosomas.

Mutación de efecto temprano: mutación que ejerce su efecto en las etapas iniciales del desarrollo.

Mutación deletérea: mutación que impide el desarrollo óptimo del individuo que la porta pero no llega a ocasionar su muerte.

Mutación espontánea: mutación natural.

Mutación estructural: cambio en la conformación de los cromosomas.

Mutación gamética: sucede en las células sexuales, resultando en un cambio heredable.

Mutación gruesa: mutación que abarca cantidades variables de nucleótidos de un gene o cromosoma.

Mutación hacia adelante: cambio de una forma alélica silvestre a una mutante.

Mutación inducida: mutación génica o cromosómica provocada artificialmente mediante la aplicación de compuestos químicos o por agentes físicos.

Mutación letal: mata a todos los individuos antes de la edad adulta.

Mutación numérica: cambio en el número de los cromosomas.

Mutación puntual: mutación que abarca sólo uno o unos cuantos nucleótidos de un gene.

Mutación retardada: mutación que ejerce su efecto en etapas tardías del desarrollo.

Mutación somática: ocurre en las células no reproductivas del cuerpo; produce con frecuencia un fenotipo mutante en sólo un sector del organismo (mosaico o quimera).

Mutación supresora: un cambio génico que ocurre en un sitio diferente al de la mutación primaria,

booksmedicos.org

pero que revierte sus efectos; extragénica (intergénica) si ocurre en un gene diferente al del mutante; intragénica si ocurre en un nucleótido diferente dentro del mismo gene.

Mutualismo: interacción en la que el crecimiento y supervivencia de ambas poblaciones depende de su asociación, de modo que, en condiciones naturales, ninguna de las dos sobrevive sin la otra.

Ocelo: ojo simple incapaz de formar imágenes.

Ojo compuesto: ojo formado por una serie de unidades básicas u omatidias, cada una representada externamente por una faceta.

Omatidia: una unidad sencilla o sección visual de un ojo compuesto; cada omatidia es un grupo alargado de células coronadas externamente por una lente o córnea hexagonal que forma las facetas del ojo.

Ontogenia: historia evolutiva orgánica, morfogénica y del desarrollo de un individuo desde la unión de gametos, formación del cigoto, multiplicación y diferenciación celular para integrar los tejidos e inclusive la evolución fisiológica, hasta presentarse la manifestación total y correcta (salvo que se presenten anomalías) de un individuo con respecto a su genotipo y a su fenotipo característicos.

Paladar hendido: malformación aislada que representa una entidad diferente, tanto desde el punto de vista embriológico como genético.

Palpo labial: uno de un par de pequeñas estructuras sensoriales que surgen del *labium.*

Palpo maxilar: pequeña estructura sensorial que surge de la maxila.

Parasitismo: interacción entre dos poblaciones que resulta en efectos negativos en el crecimiento y la supervivencia de una población, mientras que la otra goza de efectos positivos o benéficos.

Parentales: constitución genotípica de los progenitores que se refleja en un sector de la progenie, particularmente en estudios de ligamiento y mapeo cromosómico.

Peines sexuales: estructuras formadas por diez cerdas que se localizan en el primer segmento tarsal del par de patas anterior del macho de *Drosophila.*

Penetrancia: proporción de individuos con una combinación de gene especial que manifiestan el carácter correspondiente, porcentaje de mutaciones expresadas en una progenie.

Penetrancia completa: cuando el 100% de los organismos portadores de un gene particular expresan algún tipo de manifestación fenotípica relacionada con éste.

Pistilo: órgano femenino de la flor.

Polen: gameto masculino de las flores.

Poza génica: todos los genes y sus diferentes alelos en una población con apareamiento.

Predación: también depredación: interacción en la que una población afecta a la otra por ataque directo pero a la vez depende de ella.

Proboscis: aparato de alimentación por succión; la mayoría de las partes bucales contribuyen a su formación.

Protocooperación: interacción en la que ambas poblaciones se benefician por la asociación, pero su relación es obligatoria.

Pseudoalelos: genes estrechamente ligados que de ordinario se comportan como si fueran alelos.

Pteridina: compuesto orgánico compuesto por dos anillos de nitrógeno y carbono fusionados con varios sustitutos, constituyente de muchos compuestos naturales como las pterinas (leucopterina, xantopterina) y el ácido fólico.

Puffs: sitios de transcripción activa en los cromosomas politénicos y que aparecen como abultamientos o hinchamientos a lo largo de estos cromosomas.

booksmedicos.org

Pupario: estructura formada por la última muda larvaria que contiene al organismo durante la metamorfosis.
Recombinación: formación de descendencia con combinaciones de alelos diferentes a la de los progenitores, debida al intercambio entre genes ligados durante la producción de los gametos.
Recombinante: organismo que muestra una combinación de genes distinta a la de sus progenitores.
Reproducción asexual: aquella donde no interviene la meiosis, la gametogénesis ni la fecundación, por lo cual se dice que es vegetativa o somática; no involucra la formación y unión de gametos de los dos sexos.
Reproducción sexual: formación y multiplicación de individuos por medio de la unión de un gameto masculino con otro femenino que integra al cigoto con 2n cromosomas y éste por divisiones mitóticas sucesivas, diferenciación y desarrollo forma un nuevo individuo. Para la reproducción sexual hay una reducción cromosómica por meiosis en la gametogénesis, y en la fusión de gametos hay restitución a la forma diploide; por lo tanto, en la reproducción sexual se efectúan dos fases: la gametofitica y esporofítica.
Retromutación: cambio de una forma alélica mutante a una silvestre, también llamada reversión.
Rutas biosintéticas: serie de pasos que se requieren para la producción de una proteína funcional.
Selección natural: reproducción diferencial de los individuos en una población, lo que produce en las generaciones sucesivas cambios en la frecuencia de los genes en la población. Seta: o cerda; proyección multicelular originada por cuatro células de las cuales dos son de carácter sensorial (termogénicas) y dos nutricional (tricogénicas), y por lo tanto se les considera orgánulos.
Sexo heterogamético: aquél en el que los cromosomas sexuales son diferentes.
Sexo homogamético: el individuo cuyos cromosomas sexuales son del mismo tipo.
Transcripción: síntesis de ARN a partir de una cadena de ADN.
Translocación: rearreglo de un segmento cromosómico en una posición diferente en el genoma.
Tricoma: o pelo, proceso cuticular simple que corresponde a una célula epidérmica.
Tropismo: respuesta conductual de los organismos a estímulos externos.
Unidad de mapa: distancia que separa a dos genes entre sí y que aporta el 1% de descendencia recombinante; también Centimorgan.
Variabilidad génica: diferencias entre los genes, las cuales pueden ser en la dotación citoplasmática con la que el individuo inicia la vida.

booksmedicos.org

booksmedicos.org

OTROS TÍTULOS SCHAUM EN EL ÁREA DE CIENCIAS:

FRIED	Biología
STANSFIELD	Genética 3/ed.

OTROS TÍTULOS McGRAW-HILL EN EL ÁREA DE CIENCIAS:

ALONSO	Biología para Bachillerato
ALONSO	Biología I - La ciencia de la vida
ALONSO	Biología II - La ciencia de la vida
ALONSO	Biología III - La ciencia de la vida
ARANA	Fundamentos de biología
HIGASHIDA	Ciencias de la salud 2/ed.
JENSEN	Botánica 2/ed.
OTTO/TOWLE	Biología moderna 11/ed.
SHERMAN	Biología, perspectiva humana
TELLEZ	Biología aplicada, (edición revisada)
VILLEE	Biología 7/ed.

booksmedicos.org

El objetivo principal de este libro es apoyar a los estudiantes de los cursos de Biología y Genética con actividades prácticas, ya que en dichos cursos utilizan con frecuencia la mosca de la fruta *(Drosophila melanogaster)* como modelo biológico. Asimismo, este libro apoya a todos aquellos estudiantes de nivel medio y superior de Ecología, Zoología, Entomología y Genética de poblaciones.

Presenta el proceso de desarrollo de este organismo y los mecanismos genéticos básicos que se han obtenido utilizando la *Drosophila.*

Las actividades prácticas requieren de materiales y equipo de fácil obtención. Las indicaciones respecto a los materiales de laboratorio son claras y específicas.

Utiliza esquemas para mostrar la construcción de dispositivos, y brinda formatos de registro y cuestionarios para apoyar al maestro y al estudiante en el desarrollo de los experimentos genéticos.

El libro se ha organizado por temas que permiten al estudiante consultar eficientemente aquellos que necesita.

Contiene importantes descripciones con las mutaciones más comunes de la mosca de la fruta, las cuales se apoyan visual y didácticamente en fotografías a color que facilitan la comprensión y el manejo de este organismo.

Incluye un glosario de términos técnicos que amplía el léxico y que ayuda al aprendizaje de los temas presentados.

booksmedicos.org

9 789701 002223
ISBN: 970-10-0222-9